ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Année 1981 N° 53

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA CHLAMYDIOSE CAPRINE EN FRANCE

THESE

POUR LE DOCTORAT VETERINAIRE
(diplôme d'Etat)
présentée et soutenue publiquement en 1981
devant
L'UNIVERSITE PAUL SABATIER DE TOULOUSE
par

CHANFORAN, Gilles, Albert
Né le 7 Mai 1953 à BOULOGNE-BILLANCOURT (Hauts de Seine)

JURY

Président :

M. ARMENGAUD, Professeur à l'Université Paul-Sabatier de Toulouse.

Assesseurs :

M. ROYAL, Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.
M. TAINTURIER, Agrégé à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Association des Eléves
ENVT

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Année 1981 N° 53

CONTRIBUTION A L'ETUDE DE LA CHLAMYDIOSE CAPRINE EN FRANCE

THESE

POUR LE DOCTORAT VETERINAIRE
(diplôme d'Etat)
présentée et soutenue publiquement en 1981
devant
L'UNIVERSITE PAUL SABATIER DE TOULOUSE
par

CHANFORAN, Gilles, Albert

Né le 7 Mai 1953 à BOULOGNE-BILLANCOURT (Hauts de Seine)

JURY

Président :

M. ARMENGAUD, Professeur à l'Université Paul-Sabatier de Toulouse.

Assesseurs :

M. ROYAL, Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.
M. TAINTURIER, Agrégé à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Association des Eléves
ENVT

UNIV.
LEIDEN
BIBL.

MINISTERE DE L'AGRICULTURE

ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

DIRECTEUR	M. LAUTIE
DIRECTEURS HONORAIRES	MM. PONS FLORIO
PROFESSEURS HONORAIRES	MM. BRIZARD BERTHELON SAURAT

PERSONNEL ENSEIGNANT

CHAIRE DE PHARMACIE ET TOXICOLOGIE

Professeur titulaire	M. GODFRAIN
Professeur sans Chaire	Mme BURGAT-SACAZE

Pharmacie et Toxicologie

CHAIRE DE PHYSIQUE ET CHIMIE BIOLOGIQUES ET MEDICALES

Professeur titulaire	MM. RICO
Professeur sans chaire	BRAUN
Maître-Assistant	BENARD

Physique Biologique et Médicale
Chimie Biologique et Médicale

CHAIRE D'ANATOMIE DES ANIMAUX DOMESTIQUES

Professeur titulaire	MM. PAVAUX
Maître-Assistant	LIGNEREUX
Maître-Assistant	SAUTET

Anatomie descriptive - Extérieur -
Anatomie appliquée - Tératologie.

CHAIRE DE PHYSIOLOGIE ET THERAPEUTIQUE

Professeur titulaire	MM. RUCKEBUSCH
Professeur sans Chaire	FARGEAS
Maître-Assistant Agrégé	TOUTAIN

Physiologie - Pharmacodynamie et
Thérapeutique

CHAIRE D'HISTOLOGIE - ANATOMIE PATHOLOGIQUE

Professeur titulaire	MM. VAN HAVERBEKE
Professeur sans Chaire	CABANIE
Maître-Assistant Agrégé	MAGNOL

Histologie - Embryologie
Anatomie Pathologique

CHAIRE D'HYGIENE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS D'ORIGINE ANIMALE

Professeur titulaire	MM. LABIE
Maître de Conférences	EECKHOUTTE
Maître-Assistant Agrégé	Mme BENARD

Hygiène, Inspection, Contrôle et Technologie
des Denrées Alimentaires d'Origine Animale

CHAIRE DE PARASITOLOGIE ET MALADIES PARASITAIRES

Professeur titulaire	MM. DORCHIES
Maître de Conférences	FRANC
Maître-Assistant	DUCOS DE LAHITTE

Zoologie appliquée - Parasitologie externe
Parasitologie interne - Clinique

CHAIRE DE SEMIOLOGIE ET PATHOLOGIE MEDICALE DES EQUIDES ET CARNIVORES

Professeur titulaire	MM. LESCURE
Maître de Conférences	GUELFI
Maître-Assistant	REGNIER

Sémiologie et Pathologie Médicale des Equidés et Carnivores.
Législation Vétérinaire et Déontologie
Clinique

CHAIRE DE PATHOLOGIE MEDICALE DU BETAIL ET DES ANIMAUX DE BASSE-COUR

Professeur titulaire	MM. TOURNUT
Maître de Conférences	BEZILLE
Maître-Assistant	JOUGLAR

Sémiologie et Pathologie Médicale du Bétail et des Animaux de Basse-Cour - Clinique - Clinique ambulatoire

CHAIRE DE PATHOLOGIE CHIRURGICALE

Professeur titulaire	MM. CAZIEUX
Maître-Assistant Agrégé	GENEVOIS
Maître-Assistant	AUTEFAGE

Propédeutique et Sémiologie Chirurgicale
Technique Chirurgicale - Pathologie Chirurgicale
Clinique

CHAIRE DE PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION

Professeur titulaire	MM. FERNEY
Professeur sans Chaire	ROYAL
Maître-Assistant Agrégé	TAINTURIER

Sémiologie et Propédeutique
Pathologie de la Reproduction - Obstétrique
Clinique

CHAIRE DE MALADIES CONTAGIEUSES - ZOONOSES - LEGISLATION SANITAIRE

Professeur titulaire	MM. CHANTAL
Maître de Conférences	GANIERE
Maître-Assistant	PICAVET

Maladies contagieuses - Zoonoses
Législation Sanitaire

CHAIRE DE PATHOLOGIE GENERALE - MICROBIOLOGIE - IMMUNOLOGIE

Professeur titulaire	MM. LAUTIE
Maître-Assistant	PELLERIN

Microbiologie - Immunologie
Pathologie Générale

CHAIRE DE ZOOTECHNIE ET ECONOMIE RURALE

Professeur titulaire	MM. QUEINNEC
Professeur sans Chaire	DARRE
Maître-Assistant	Mme QUEINNEC

Ethnologie - Génétique appliquée
Hygiène Générale - Zootechnie - Elevage
Economie Générale et des Productions Animales

CHAIRE D'ALIMENTATION

Professeur titulaire	MM. FALIU
Professeur sans Chaire	GRIESS

Botanique appliquée et Bromatologie
Agronomie - Alimentation

CHARGES D'ENSEIGNEMENT

MM. les Professeurs ANGELIER, ARMENGAUD, AUVERGNAT, BLANC, BOURBON, COMBES, COMBRET, CROS, FERNET, LE BIHAN, MAZENC, RIVES.

La Faculté et l'Ecole déclarent n'être pas responsables des opinions émises par les candidats (délibération de la Faculté en date du 10 mai 1891 et du Conseil de l'Ecole en date du 13 juin 1924).

A TOUTE MA FAMILLE.

A TOUS CEUX QUI M'ONT AIDE DANS
LA REALISATION DE CETTE THESE

Tous nos remerciements.

A MES AMIS.

A NOTRE PRESIDENT DE THESE

Monsieur le Professeur ARMENGAUD
de l'Université Paul Sabatier de Toulouse

Qui nous fait l'honneur d'accepter la
présidence de notre jury de thèse.

Hommage respectueux.

-:-:-

A NOTRE JURY DE THESE

Monsieur le Professeur ROYAL
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Qu'il trouve ici l'expression respectueuse de notre reconnaissance pour l'enseignement qu'il nous a dispensé.

-:-

Monsieur le Professeur TAINTURIER
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Qui a bien voulu s'intéresser à notre travail.
Hommage respectueux.

A TOUS NOS MAITRES

Avec notre profonde reconnaissance.

CONTRIBUTION A L'ETUDE

DE LA CHLAMYDIOSE CAPRINE

-:-:-:-

CHANFORAN Gilles

PLAN

. Introduction.

. Chapitre I : DEFINITION - SYNONYMIE - HISTORIQUE.

. Chapitre II : IMPORTANCE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE DE LA CHLAMYDIOSE CAPRINE.

I. Dans le monde.

II. En France.

1°- Rappels sur l'effectif caprin français et sa répartition.

2°- Répartition géographique de la chlamydiose caprine en France.

a. Rappel sur les avortements caprins.
b. Données épidémiologiques - Résultats - Interprétation.

Chapitre III : ETIOLOGIE - Etude de l'agent infectieux -

1°- Classification.

2°- Caractères généraux des chlamydiacées.

a. Caractères morphologiques et cycle de multiplication.
b. Caractères physicochimiques.
c. Culture du germe.
d. Pouvoir pathogène.
e. Propriétés immunologiques et toxiques.

3°- Réceptivité et sensibilité.

a. Influence de la race.
b. Influence du sexe.
c. Influence de l'âge.
d. Influence du milieu et des conditions d'élevage.
e. Sensibilité humaine aux Chlamydia d'origine caprine.

4°- Transmission de l'infection.

a. Sources de contagion.
b. Résistance du germe.
c. Mode de transmission et voies de pénétration.

. Chapitre IV : PATHOGENIE.

. Chapitre V : ETUDE CLINIQUE.

I. Chez les adultes.

1°- Chez la femelle gravide.

a. Les lésions.
b. Conséquences de l'avortement.

2°- Chez le mâle.

II. Chez le chevreau.

1°- Les arthrites.

2°- Les kératoconjonctivites.

3°- Les troubles nerveux.

4°- Les pneumonies.

. Chapitre VI : DIAGNOSTIC.

I. Diagnostic expérimental.

1°- Les prélèvements.

2°- Mise en évidence du germe.

a. Diagnostic expérimental direct.
b. Diagnostic expérimental indirect.

3°- Diagnostic allergique.

4°- Diagnostic sérologique

a. Inhibition de l'hémagglutination.
b. Immunofluorescence indirecte.
c. Microagglutination sur lame.
d. La fixation du complément.

II. Diagnostic différentiel.

1°- Avortement infectieux à bactéries.

a. La brucellose.
b. La fièvre Q.
c. Avortements dus à Campylobacter fœtus.
d. Avortements à Listeria.
e. Avortements à Salmonella : avortements parathyphiques.

f. Avortements à mycoplasme.
g. Avortements à leptospire.

2°- Avortements infectieux à virus.

3°- Avortements à parasites.

- La toxoplasmose.

4°- Avortements non infectieux.

a. Avortements d'origine alimentaire.
b. Autres causes.

. Chapitre VII : PRONOSTIC.

. Chapitre VIII : TRAITEMENT.

. Chapitre IX : PROPHYLAXIE.

1°- Prophylaxie sanitaire.

a. Mesures défensives.
b. En milieu infecté.

2°- Prophylaxie médicale.

a. Antibioprévention.
b. Vaccination.

. Conclusion.

. Bibliographie.

-:-:-:-

INTRODUCTION

Si la chlamydiose ovine a été, ces dernières années, bien étudiée à cause de son importance sur le cheptel ovin français, il n'en est pas de même pour la chlamydiose caprine qui reste en France une maladie peu connue, mais cependant présente.

Le but de ce travail sera de faire une mise au point des connaissances actuelles sur la chlamydiose caprine et d'en mesurer la gravité ainsi que la répartition au sein du cheptel caprin français dont l'effectif est en constante augmentation depuis ces cinq dernières années.

Jusqu'à présent, la chlamydiose caprine avait été considérée comme semblable en tout point à la chlamydiose ovine ; cependant, à l'heure actuelle, bien que les chercheurs ne trouvent aucune différence significative dans l'étude des germes en cause, les observations sur le terrain tendent à montrer que la chlamydiose, au sein d'un troupeau caprin, revêt chez cette espèce des aspects cliniques et une évolution différents de ceux observés en pareil cas chez les ovins.

-:-:-:-

Chapitre I

DEFINITION - SYNONYMIE - HISTORIQUE

-:-:-

La chlamydiose caprine est une maladie infectieuse, contagieuse et inoculable, due à un agent du groupe des Rickettsia : Chlamydia psittaci var. ovis. Cette maladie affecte les caprins adultes, en atteignant tout particulièrement les femelles au cours de leur gestation et se traduisant par des avortements en série au sein du troupeau. Mais elle frappe aussi les jeunes chevreaux nouveau-nés, sous forme d'expression clinique très variée avec, cependant, une prédominance d'arthrites et de conjonctivites [4].

Depuis une trentaine d'années, devant l'indécision de l'appellation du germe et de la place de celui-ci au sein de la classification, de nombreuses dénominations ont été employées :

- vers 1950, les auteurs anglo-saxons utilisent le terme de "enzootic abortion" (avortement enzootique) ou de "virus abort" (avortement à virus) ;
- puis, par la suite, on note dans des publications anciennes les noms suivants : miyagawannella, bedsonia, infection par groupe PLT, neorickettsiose, pararickettsiose, rakeiose, regroupant sous différents vocables, le nom d'une seule et même maladie.

Du fait de la disparité des maladies que les chlamydiacées provoquent, les appellations des divers agents pathogènes de cette famille ont beaucoup varié au fur et à mesure de leur étude et ces mul-

tiples dénominations ont provoqué de nombreuses hésitations préjudiciables à la clarté des travaux.

En 1879, RITTER constate une analogie entre les pneumonies humaines et certaines affections des perroquets.

En 1907, HALBESTAEDTER et CROWAKEK mettent en évidence, dans des cellules conjonctivales, l'agent pathogène du trachome prenant celui-ci pour un parasite. Ils le baptisèrent "Chlamydozoon" (origine du nom actuel).

En 1930, BEDSON étudie une épidémie de psittacose-ornithose, puis, au cours des trente dernières années, à l'occasion de maladies ou affections variées rencontrées chez l'homme (MIYAGAWA) et l'animal (RAKE) ont été isolés des microorganismes dont les particularités et les propriétés biologiques les font se rapprocher des rickettsies, mais en diffèrent par un fait essentiel : aucun arthropode vecteur n'intervient dans leur cycle biologique [17].

En 1950, STAMP constate, sur les troupeaux de moutons du Sud-Est de l'Ecosse, de nombreux avortements et met en évidence le germe de "l'avortement enzootique de la brebis".

En 1952, GIROUD étudie la fièvre Q en Afrique. A certains cas cliniques rappelant cette maladie, ne correspondent pas les réactions sérologiques attendues. Il constate alors que la sérologie est positive vis à vis du groupe psittacose. Après avoir étudié des cas semblables en France, il donnera à ces agents le nom de néorickettsies en raison de leur taille plus petite que celle des rickettsies vraies.

En 1956, GIROUD et VALLEE décrivent, pour la première fois

en France, la chlamydiose abortive ovine dans un troupeau de 300 brebis ayant subi une soixantaine d'avortements. Ils isolent pour la première fois l'agent d'un cotylédon infecté et de l'exsudat utérin [30]. Par ailleurs, GIROUD réalise l'isolement de chlamydies provenant d'un contenu stomacal de fœtus de brebis à partir desquelles il prépare la souche Q 18, servant de référence pour la production d'antigène, de microagglutination et de vaccin.

En 1957, WOLFF propose une réorganisation de l'ordre des rickettsiales avec différenciation définitive du monde des virus.

En 1959, STAUB signale l'avortement chlamydien chez la chèvre en Allemagne [62]. FAYE isole en France une chlamydie d'origine caprine [16].

Plus récemment, en 1964, LEVADITI, ROGER et DESTOMBES [38] font une "tentative" de classification des chlamydiacées, puis en 1968, PAGE, avec les travaux de GORDON, établissent la première classification [45].

Enfin, en 1971, STORZ et PAGE proposent d'individualiser l'ordre des chlamydiales par rapport à celui des rickettsiales, leurs principaux arguments reposant sur le métabolisme anaérobie de ces germes avec leur cycle de multiplication particulier, unique parmi les bactéries en général et différent de celui des rickettsiales en particulier. Cette classification est admise en 1974 par la 8e édition du Bergey's manual of determinative bacteriology [3]. Le Comité International de Nomenclature crée alors l'ordre des chlamydiales, ne comportant qu'une seule famille : les chlamydiacées, correspondant, sous un autre vocable, aux agents du groupe P. L. T. (initiales des maladies

qu'ils occasionnent : psittacose, lymphogranulomatose vénérienne et trachome). Actuellement, les rickettsiales sont donc séparées des chlamydiales, aussi bien en ce qui concerne leur antigénicité, leur pouvoir pathogène que leur métabolisme (cf. chapitre "Etiologie - Place des Chlamydia dans le groupe des Rickettsia").

-:-:-:-

Chapitre II

IMPORTANCE ET REPARTITION GEOGRAPHIQUE DE LA CHLAMYDIOSE CAPRINE

-:-:-

I. DANS LE MONDE

La chlamydiose caprine existe dans tous les pays où l'élevage des chèvres se pratique. Elle a été identifiée peu après la mise en évidence de la chlamydiose des ovins dont l'élevage, pour des raisons de biotopes, est souvent associé à celui de la chèvre.

C'est ainsi qu'en Afrique du Sud [71], l'avortement enzootique de la brebis a tout d'abord été suspecté, mais son identité, par examen spécifique de prélèvements, n'a été confirmée qu'au début de l'année 1972 alors qu'un grand nombre d'avortements a été constaté chez cette espèce. L'apparition de l'avortement enzootique des chèvres angora dans ce pays a été signalée pour la première fois en août-septembre 1972, c'est-à-dire 6 à 8 mois après l'apparition de la même affection chez les brebis. Ce décalage dans l'apparition des symptômes étant dû au décalage de la saison de reproduction qui s'étend, pour cette race, de février à juillet. La plupart des foyers sont apparus dans les fermes où l'on avait observé la même affection parmi les brebis au cours de leur précédente gestation. Cependant, dans quelques rares cas, les chèvres avaient été infectées sans que pour autant les brebis voisines eussent été atteintes. Il est à noter que l'existence

d'avortements habituels sévissant chaque année dans les troupeaux, a provoqué quelques confusions chez les éleveurs, qui n'ont pas, surtout au début, reconnu et repéré cette nouvelle affection.

En Afrique centrale, dans certaines régions, l'avortement à Chlamydia est très fréquent, puisque sur 50 chèvres mises à la reproduction, il ne nait que 5 à 6 chevreaux. Près du lac Kivu, il a été démontré l'existence de 7 chèvres sur 10, positives à un antigène néorickettsien [31].

Une étude sérologique faite à Tunis montre que 4 chèvres sur 10 ayant avorté ont un sérum positif avec des antigènes chlamydiens et une recherche négative à la brucellose [31].

La chlamydiose de la chèvre est décrite par VON STAUB [62] en Allemagne. Elle existe aussi en Espagne [27].

RUSSO [77] a fait l'isolement, au laboratoire de Nice, d'une souche provenant du Portugal dont les caractéristiques sont identiques à celles des souches d'origine française.

En 1968, CANLEY et TICKEN décrivent des avortements chlamydiens chez les chèvres de Californie.

Au Japon, OMORI, ISHII, HARADA, ISCHIKAWA et SAITO signalent des pneumonies chlamydiennes sur cette espèce. Enfin, OMORI, ISHII et MATUWOTO trouvent des chèvres hébergeant le germe [63].

En Afrique centrale des études,réalisées en 1977, ont montré que 35 % des femelles avortent. En 1979 LEFEVRE, BAKETANA et BERTAUDIERE [37] ont noté, dans la région de N'Djamena au Tchad,

19 avortements en trois mois (soit 24 fœtus morts) sur un troupeau de 153 chèvres comprenant 106 reproductrices ; les résultats des prises de sang étant pour la chlamydiose :

. 1/3 des sérums positifs au 1/20 ;

. 1/3 des sérums positifs au 1/40 ;

. 1/4 positifs au 1/80 et le reste au 1/160 ;

par fixation du complément du type Kolmer, antigène Roger Bellon ;

la recherche sérologique de la brucellose donnant sur 48 sérums :

. 45 négatifs ;

. 2 anticomplémentaires ;

. 1 seul positif.

Bien qu'il n'y ait pas eu d'isolement de Chlamydia, les résultats sérologiques permettent de croire à cette affection.

II. EN FRANCE

1°- Rappels sur l'effectif caprin français et sa répartition.

Depuis 1975, l'effectif caprin français, en constante augmentation, représente un cas particulier en Europe car le cheptel de chaque pays, à l'exception de celui de l'Espagne, est en constante diminution [80]. De 1950 à 1972, il a été cependant noté une baisse de l'effectif français de plus de 40 %. Depuis, dans certains départements, une régression a été observée mais celle-ci est désormais largement compensée par l'accroissement de la population caprine dans d'autres régions.

Cette évolution s'est accompagnée d'une restructuration de l'élevage à l'échelon national, avec création de quelques forts noyaux

Fig. n° 1 :

Evolution du nombre de chèvres inscrites en France [80]

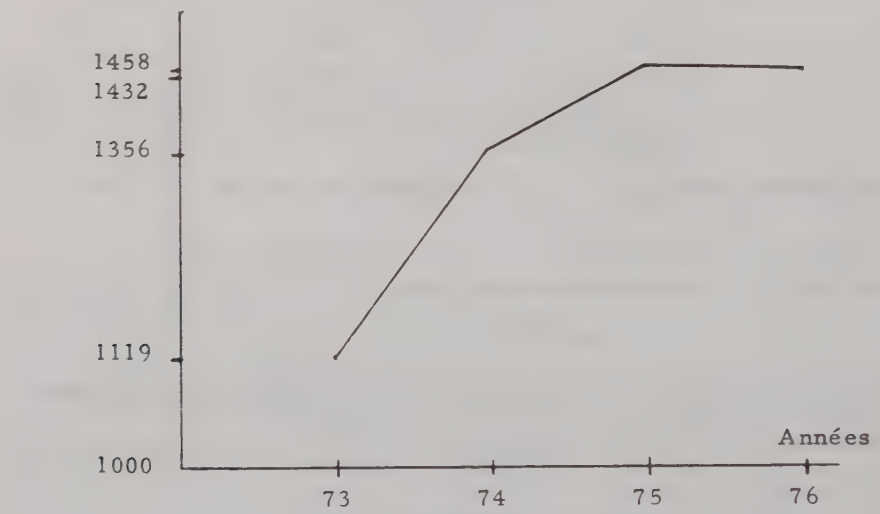


Tableau n° 1 :

Nombre de caprins recensés en 1975 et 1976 en France [80]

Nombre d'animaux en milliers	1975	1976
Mâles d'un an et plus	30,3	31,1
Chèvres d'un an et plus	815,5	832,5
Chevreaux de moins d'un an	142,0	151,8
Total.....	987,8	1015,4

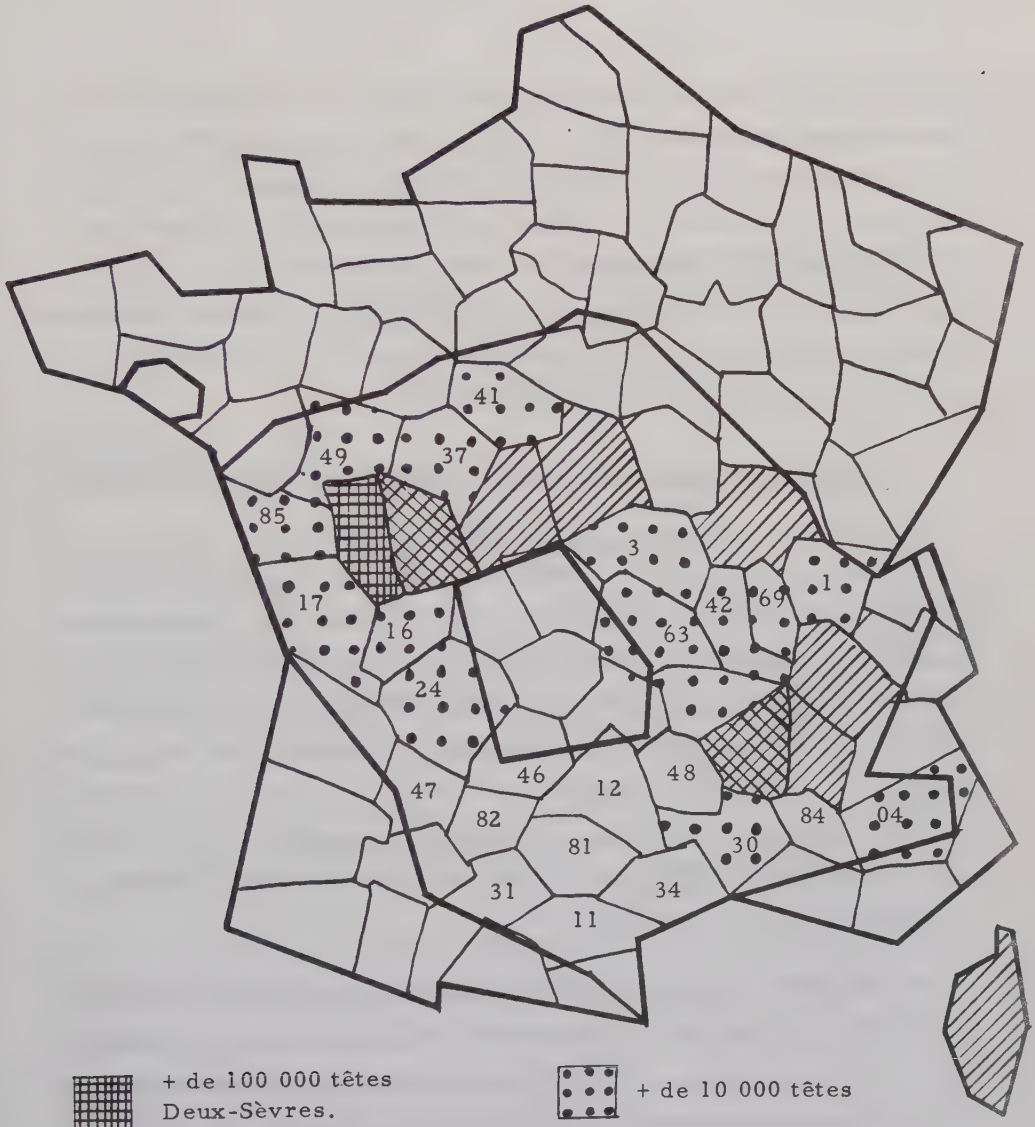


Fig. n°2 : Effectifs caprins et zones d'extension.

régionaux dont la vocation caprine ne fait que s'affirmer. En effet, dans la moitié Nord du pays, la chèvre a pratiquement disparu. C'est au Sud de la Loire que les régions d'élevage se trouvent disposées en arc de cercle, bordant les parties Nord-Ouest et Est du Massif Central. Les zones d'implantation totalisent 65 % environ de l'effectif total et correspondent aux quatre régions suivantes : Poitou-Charentes, Centre-Est, Rhône-Alpes, Languedoc-Roussillon. Actuellement, l'effectif recensé dépasse le million de têtes.

2°- Répartition géographique de la chlamydiose caprine en France.

a. Rappel sur les avortements caprins.

La chèvre n'a pas la réputation d'avorter facilement, c'est du moins l'opinion qu'avaient éleveurs et spécialistes de l'élevage caprin jusqu'à ces dernières années. Il semblerait qu'il en soit autrement depuis quelque temps et que les problèmes posés par les affections microbiennes entraînant des avortements se présentent de plus en plus souvent. Ainsi, pour certains chercheurs [12]. 95 % des avortements chez la chèvre sont d'origine microbienne. Cependant, il n'est pas toujours certain que les germes trouvés par analyse soient les véritables responsables de l'avortement.

En 1977, sur 86 analyses d'avortons pour le département de la Drôme et de l'Ardèche, il y avait 38 avortements d'origine chlamydienne (44 %), 2 avortements salmonelliques et aucun avortement brucellique. Sur cet échantillon, il a été relevé 40 avortements à germe identifié sur 86 au total et sur les 46 autres cas restants, certains sont vraisemblablement dus à des agents infectieux non identifiés (campylobacter, listeria, toxoplasmose (cf. chap.VI"Diagnostic différentiel") Mais il est difficile d'admettre qu'il n'existe pas d'autres causes susceptibles de préparer ou déclencher l'avortement.

En France, donc, les avortements de la chèvre sont surtout provoqués, en dehors de la brucellose, par la chlamydiose qui serait responsable d'environ 17 % des avortements non brucelliques.

1/ Importance et place des avortements chlamydiens par rapport aux autres causes d'avortements caprins d'origine microbienne.

α Comparaisons sérologiques.

Tableau n°2 :

Prises de sang réalisées sur le terrain après des cas d'avortements survenus dans des troupeaux.

Chlamydiose				Salmonellose			F.Q.		Toxoplasmose		
-	1/40	1/80	+	-	Suspect	+	-	+	-	250	>250
1875	89	42	37	1621	80	69	1638	132	1667	76	106
		79									
			4,0 %			4,2 %		8 %			6,3 %

Sérologie caprine 1979 + 6 premiers mois 1980
(Laboratoire de Pathologie des Petits Ruminants - Nice) [27].

En 1977, une enquête sérologique a été effectuée dans le département de la Vienne, portant sur 37 exploitations, dans chacune desquelles 5 à 10 échantillons de sang ont été analysés (aucun avortement analysé, 1 exploitation brucellique) :

- 18 troupeaux ont une séro. + en toxoplasmose ;
- 2 " " " " " " salmonellose ;
- 3 " " " " " " F.Q. ;
- 0 " " " " " " chlamydiose ;
- 2 " " " " " " chlamydiose + F.Q. ;
- 2 " " " " " " toxoplasmose + F.Q..

11 sérums dans des troupeaux de l'Hérault où il y avait des avortements, ont été tous négatifs pour la recherche anti-Salmonella abortus ovis [73].

Comparaisons bactériologiques.

Tableau n°3 :

Examen direct et culture (salmonellose, listériose et brucellose)

Chlamydiose (STAMP) -	Chlamydiose (STAMP) +	Culture Salmonellose	Culture Listériose	Culture Brucellose
12	9	18 négatifs	21 négatifs	21 négatifs
	42,8 %	0 % positifs	0 % positifs	0 % positifs

Avortons et placentas reçus en 1979 et les 6 premiers mois de 1980 au Laboratoire de Nice.

Tableau n°4 :

	Nombre prélèvements reçus	Chlamydiose	Brucellose	F. Q.	Campylo-bactériose	Toxoplasmose	Indéterminés
79	19	5	2	2	1	1	8
80	5	2	0	0	0	0	3

Avortons et placenta reçus en 1979 et les 6 premiers mois de 1980 à la Chaire de Pathologie de la Reproduction de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, provenant du Sud-Ouest de la France.

Tableau n° 5 :

Comparaison sérologique et bactériologique des étiologies infectieuses abortives chez la chèvre [27]

	Chlamydiose				Salmonellose			F.Q.		Toxoplasmose		
	-	1/40	1/80	+	-	suspect	+	-	+	-	250	> 250
Total du dépouillement 1979 + 6 premiers mois 1980.	1875	89	42	37	1621	80	69	1638	132	1667	76	106
			79 (4 %)									
			168									
Total de 1979	1193	49	22	18	1092	47	47	1002	108	1225	29	39
			40 (3,3 %)									
Total pour 6 premiers mois de 1980	682	40	20	19	529	33	22	636	24	442	47	67
			39 (5,4 %)									

Avorton + placenta	- STAMP	+	Culture salmonellose	Culture listériose	Culture brucellose
Total 1979 + 6 premiers mois 1980	12	9 (42,8 %)	18 (-)	21 (-)	21 (-)
1979	4	4 (50,0 %)	9 (-)	10 (-)	10 (-)
1980	8	5 (38,4 %)	9 (-)	11 (-)	11 (-)

Soit, 7 avortements chlamydiens sur 24 prélèvements analysés : 30 % positifs à la chlamydiose.

YALCIN et GANE [75] trouvent, sur des avortons ou des placentas de chèvres ayant avorté, 16,6 % d'avortements chlamydiens et 25 % de salmonelliques.

2° Comparaison de l'importance de la chlamydiose par rapport à la brucellose.

En 1979, la prophylaxie de la brucellose caprine a permis de détecter 4 400 réagissants sur 860 500 animaux testés [83].

Cas des Alpes Maritimes en 1979 : comme dans tous les départements méditerranéens, le cheptel caprin des Alpes Maritimes paie un lourd tribut à la brucellose. En 1979 [27], 112 troupeaux ont été déclarés infectés, soit 22,4 % ; sur 8 000 caprins contrôlés, 1 039 ont été reconnus brucelliques, soit 13 %.

Tableau n°6 :

Résultats bactériologiques et sérologiques des avortements caprins dans le département des Alpes Maritimes en 1979

Placenta et avortons	Chlamydiose STAMP		Brucellose (culture)		Salmonellose (culture)		Listériose	
	-	+	-	+	-	+	-	+
13	9	4 (30 %)	11	2 (15 %)	13	0	13	0

51 sérums analysés :

Chlamydiose							Brucellose	
-1/10	++ 1/10	++++ 1/10	++ 1/10	++++ 1/10	++ 1/40	++ 1/80	-	+
29	8	6	4	2	1	1	48	3

Salmonellose			F.Q.		Toxoplasmose		
-	Suspect	+	-	+	-	250	$\geq$ 250
51	0	0	39	0	12	0	1

Soit : 2 % de positifs à la chlamydiose) pour les sérums reçus
5,8 % de positifs à la brucellose (suivant un avortement.

b. Données épidémiologiques-Résultats-Interprétation.

Une enquête sérologique réalisée par VOLLHARDT [73] a été effectuée en 1976 concernant 77 exploitations et 1 704 animaux ; l'analyse sérologique a été faite suivant la technique Roger Bellon avec l'antigène Roger Bellon pour une seule dilution au 1/20 [11, 74].

Résultats :

Par exploitation (38 exploitations (soit 49,3 %) sont négatives ;
) 39 exploitations (soit 50,7 %) sont positives.

Par animal (1 323 sérums (soit 77,6 %) sont négatifs ;
) 381 sérums (soit 22,4 %) sont positifs.

Il y avait 6 troupeaux dans lesquels les avortements étaient nombreux. Dans 5 troupeaux il y avait :

. sur 85 % des animaux du troupeau (brucellose (-)
) chlamydiose (+)

avec cependant 1 troupeau ayant donné :

. sur 85 % des animaux du troupeau (brucellose (+)
) chlamydiose (+),

mais les examens des avortons au microscope ne montraient que des chlamydies.

Les conclusions que l'on peut tirer de cette enquête sont : qu'il existe une relation entre les avortements et le pourcentage massif de

sérologies positives à la chlamydiose et que la chlamydiose semble être la seule cause de ces avortements.

Les résultats de ces enquêtes, réalisées dans diverses conditions, permettent de comparer de façon quantitative les différentes causes d'avortements dans le troupeau caprin français. Ainsi, l'ensemble des examens pratiqués sur des avortons et des placentas, après avortement, montre que la mise en évidence des chlamydies est la plus fréquente et en considérant,comme élément de diagnostic de certitude, ce critère de visualisation du germe, on peut conclure que la chlamydiose caprine en France est la principale cause d'avortement microbien non brucellique.

Les résultats sérologiques sont variables en fonction, d'une part du critère de l'enquête : analyse d'échantillons de sang pris au hasard ou dans le cadre d'une recherche de la cause microbienne responsable d'avortements apparaissant dans un élevage caprin, ou d'autre part, en fonction de la région dans laquelle est pratiquée l'enquête sérologique.

Résultats : Importance de la chlamydiose dans les grandes régions d'élevage caprin.

1/ Région du Sud et du Sud-Est.

Enquête épidémiologique : au cours de l'année 1976, les Services Vétérinaires de l'Hérault ont recherché systématiquement les anticorps chlamydiens dans les sérums "tout venant" qui leur étaient adressés dans le cadre de la prophylaxie de la brucellose des petits ruminants [73]. C'est en 1956 que LAFENETRE avait soupçonné la première atteinte de chlamydiose dans le département de l'Hérault, région traditionnellement brucellique. L'enquête épidémio-

logique fut réalisée par fixation du complément à froid type Kolmer. Il fut utilisé un antigène fourni par le Laboratoire Roger Bellon. Les réactions furent réalisées pour ce dépistage selon le schéma d'utilisation de l'antigène pour les enquêtes épidémiologiques, c'est-à-dire 0,5 ml au 1/20.

Sur les 80 exploitations réparties sur tout le territoire de l'Hérault, il a été relevé :

. 46 exploitations indemnes, soit 57,5 %
. 34 exploitations contaminées, soit 42,5 %.

Sur l'effectif des 34 exploitations contaminées (soit 987 chèvres) il a été dénombré :

. 606 réactions négatives, soit 61,4 % ;
. 381 réactions positives, soit 38,6 %.

En 1977, toujours dans le même département, sur 247 sérums testés provenant de troupeaux ayant des avortements, il y eut 199 positifs au 1/60 (soit 80 %). L'année suivante, on nota l'apparition de pneumopathies sur les boucs ; des sondages sérologiques donnèrent 8 positifs au 1/80 sur 21. Cependant, il n'y eut pas d'avortement mais seulement quelques rares boîteries.

Une enquête faite par FONTAINE [22] sur 150 chèvres de 16 troupeaux de la région alpine a donné 10 % des animaux porteurs d'anticorps avec un taux significatif (1/27, 1/80), ces animaux étant répartis dans 9 troupeaux.

Dans le département de Haute-Savoie, BLONDEAU [4] constate que la chlamydiose caprine semble prendre une place de plus en plus importante parmi les causes des avortements non brucelliques

de la chèvre. En effet, en 1979, sur 1 427 prises de sang, il y eut 515 positives avec des taux variant de 1/10 à 1/320 (soit 36 %).

En 1977, dans la région de Thones (Haute-Savoie), sur 17 exploitations comptant o12 chèvres adultes, il a été trouvé :

. 9 exploitations totalisant 323 animaux avec une sérologie négative ;
. 8 exploitations totalisant 289 animaux avec des sondages positifs, soit 47 %.

En 1979, sur 17 exploitations toujours, mais représentant un effectif de 692 chèvres, il y eut :

. 1 exploitation de 13 animaux avec une sérologie négative ;
. 16 exploitations avec des sondages sérologiques positifs, soit 94 %.

Tableau n°7 :

Sondages sérologiques dans la région de Thones (Haute-Savoie) [4]

Année	Nombre d'exploitations	Nombre d'animaux	Nombre de sondages	Sérologies négatives	Sérologies positives					
					1/10	1/20	1/40	1/80	1/160	1/320
1977	8	289	75	27	22	11	6	1	7	1
1979	16	679	120	39	9	45	24	3	-	-

Parallèlement, les symptômes cliniques n'ont cessé de croître

. En 1977 : seuls 3 troupeaux sur 8 avec des sérologies positives présentaient des avortements cliniques confirmés par sérologie et bactériologie. Seulement 10 à 25 % des effectifs étaient atteints.

. En 1978 : il n'y eut que quelques rares cas d'avortement dans les exploitations atteintes en 1977.

. En 1979 : il a été noté une forte augmentation des symptômes, intéressant 9 des 16 troupeaux ayant une sérologie positive, dans certains cas 50 % de l'effectif est atteint.

. En 1980 enfin, on a constaté, dans cette région, une baisse significative du nombre des avortements ; cependant, le nombre des sérologies positives à des taux moyens de 1/20 à 1/80 n'a cessé de croître.

En 1977, sur 87 avortements provenant des départements de la Drôme et de l'Ardèche, il y en eut 38 d'origine chlamydienne (soit 43 %), 3 salmonelliques, les 47 autres étant d'origines non précisées (pas de brucelliques).
Dans le département de l'Isère, sur 64 avortements, 8 furent chlamydiens (12,5 %), 13 brucelliques [79] (cf. tableau n°10).

Tableau n°8 :

Année	Départements	Troupeaux concernés	Analyses bactériologiques			Analyses sérologiques		
			Nombre	Brucella	Chlamydia	Nombre	Brucella	Chlamydia
1978	Drôme	9	6	-	1	24	-	13
	Ardèche	1	0	-	-	2	-	1
1979	Drôme	8	9	-	7	22	-	19
	Ardèche	4	3	-	0	4	-	2

Pour les départements des Alpes de Haute-Provence, Alpes Maritimes, Corse, Var, voir tableaux n° 11 et 12.
Gard et Bouches-du-Rhône : pas d'analyse effectuée.

Les études épidémiologiques et les différentes analyses pratiquées après les avortements montrent que, dans les régions du Sud et Sud-Est (Rhône-Alpes, Languedoc) les élevages caprins sont fortement contaminés par la chlamydiose qui provoque, sans aucun doute, la plus importante cause d'avortement, en dehors de la brucellose. Il faut remarquer, à titre de comparaison, que FONTAINE [22] déduit que plus de 75 % des avortements survenus dans cette même région, de 1971 à 1973, chez les ovins sont d'origine chlamydienne.

2/ Région du Sud-Ouest.

Lors d'une enquête sérologique faite par GERAL, LAUTIE en 1977 [25] sur les ovins et caprins des départements du Sud-Ouest de la France, 71 sérums de caprins se sont révèlés positifs à la chlamydiose (sur 440 sérums examinés) par fixation du complément. Les sérologies ont été pratiquées sur des sérums prélevés, d'une part dans le cadre d'une enquête épidémiologique et d'autre part dans le cadre d'avortements et de troupeaux contaminés.

Les résultats sérologiques globaux, lors de l'enquête épidémiologique faite sur 221 sérums, ont donné 18 sérums positifs à la chlamydiose, soit 8 %. En milieu infecté, sur 220 sérums analysés, 53 sérums se sont révèlés positifs, soit 24 %. (cf. tableau n°9).

De ce tableau, il ressort que lors de prise de sérum dans le cadre d'une enquête épidémiologique, le pourcentage de positivité à la chlamydiose est dans l'ensemble très faible, à l'exception du département du Lot. Par contre, l'étude des sérums prélevés en milieu

Tableau n°9 :

Résultats sérologiques obtenus par fixation du complément selon les départements

Départements	Sérums	Sérums enquête			Sérums avortements		
		Nombre	Positifs	% Positifs	Nombre	Positifs	% Positifs
Ariège	77	14	1	0,7 %	63	22	35,0 %
Aveyron	7	0	-	-	7	3 +	37,5 %
Gers	68	0	-	-	68	14 +	20,5 %
Haute-Garonne	45	31	0	0,0 %	14	0	0,0 %
Lot	181	135	17 +	12,5 %	46	6	13,0 %
Lot-et-Garonne	11	0	-	-	11	0 +	0,0 %
Tarn	41	41	0	0,0 %	0	-	-
Tarn-et-Garon.	6	0	-	-	6	0 +	0,0 %
Départ. divers	4	0	-	-	4	1	25,0 %

Aude et Hautes-Pyrénées : pas de sérum.

infecté montre un fort pourcentage de positivité. Il est donc net que cette variation dans les résultats montre que la chlamydiose est responsable des avortements rencontrés sur les troupeaux caprins de cette région.

En 1977, dans le Tarn et le Tarn-et-Garonne, on a noté la présence d'avortements chlamydiens (cf. tableau n° 10). Pour les départements de l'Aude, de la Gironde, du Gers dans lesquels il y a eu des sérologies positives, en 1979 et pour les 6 premiers mois de 1980, se reporter aux tableaux n°11 et 12 .

Pour cette région du Sud-Ouest, dans laquelle l'élevage caprin est de densité moyenne, on constate cependant pour la quasi totalité des départements la présence de chlamydiose dont l'incidence peut être très marquée. On peut noter, en outre, quelques foyers de fièvre Q, d'apparition récente, avec quelques cas de salmonellose [78]. A titre de comparaison on remarque,dans la zone Est de cette région, la présence de nombreux troupeaux de moutons pour lesquels 26,9 % des avortements décelés sont dus à la chlamydiose [5, 48].

3/ Région du Centre et de l'Ouest.

C'est dans les départements du Centre-Ouest (régions Poitou-Charente-Centre) que le cheptel caprin est le plus important avec un nombre moyen de têtes par élevage le plus élevé.

Une enquête épidémiologique pratiquée sur 1 086 sérums, dans le département de l'Indre, en 1976, a porté sur des mélanges de 6 à 10 sérums.

Résultats avec méthode en tube et antigène Roger Bellon.

Négatif, ++ 1/20 : 103 mélanges de sérum + 4 sérums seuls à la demande du propriétaire ;

++ 1/20 : 64 mélanges de sérum + 1 seul sérum à la demande du propriétaire ;

+++ 1/20 : 23 mélanges de sérum + 1 seul sérum à la demande du propriétaire ;

++++ 1/20 : 17 mélanges de sérum + 1 seul sérum de chèvre avortée (Stamp positif) ;

++ 1/40 : 5 mélanges de sérum + 1 sérum seul et 2 sérums de chèvres avortées (Stamp positif) ;

+++ 1/40 : 2 mélanges de sérum ;

++++ 1/40 : 1 mélange de sérum ;

++ 1/80 : 4 mélanges de sérum + 2 sérums de chèvres avortées ;

+++ 1/80 : 2 mélanges de sérum ;

++++ 1/80 : 8 mélanges de sérum.

Comme il s'agissait principalement de mélanges de sérums, les taux ne pouvaient pas être très élevés : 6,1 % des sérums ont réagi au 1/80.

En 1976, une enquête faite par l'Amicale des Vétérinaires Directeurs des Laboratoires départementaux donne pour ce département [81] : 229 sérums positifs pour 1000.

En 1977, sur 30 avortements, il y en eut : 4 positifs à la chlamydiose et 13 sérums positifs pour 36.

En 1977, sur 427 sérums provenant de 26 exploitations du Loiret, il y eut : 2 exploitations positives (2 sérums à 1/40 pour l'une et 4 sérums à 1/40 pour l'autre).

Dans les départements des Deux-Sèvres, de la Vienne, du Cher et des Charentes, on a trouvé, en faible proportion, des sérums positifs (cf. tableaux n°10, 11, 12 . Cependant, en Mayenne, dans l'Indre-et-Loir et dans le Morbihan, aucun sérum analysé ne s'est révèlé positif. Pour les départements du Maine-et-Loir et Cher, de la Sarthe et de la Vendée, aucune recherche de chlamydiose n'est pratiquée.

Il semble que ces régions du Centre et de l'Ouest ne soient pas ou peu contaminées par la chlamydiose, à l'exception du dépar-

tement de l'Indre. Mise à part la brucellose, les avortements dans les troupeaux sont principalement dus à la fièvre Q et à la toxoplasmose, en particulier pour les départements de la Vienne et des Deux-Sèvres, avec quelques foyers de salmonellose principalement dans les Deux-Sèvres.

4/ En Franche-Comté, Bourbonnais et Auvergne (Centre-Est).

Les résultats des analyses sérologiques, suite à des avortements, parvenues au Laboratoire de Nice, donnent pour les départements suivants : Jura et Doubs des résultats positifs (cf. tableaux n°11 et 12) ; Côte-d'Or, Saône-et-Loire, Allier, Loire des résultats négatifs uniquement. Aucune analyse n'a été pratiquée par le Laboratoire de Nice pour les départements du Rhône, de l'Ain, du Puy-de-Dôme et de la Haute-Loire.

5/ Evolution des sérologies et des avortements chlamydiens.

Cas du département du Tarn-et-Garonne (enquête faite par la Direction des Services Vétérinaires) [36]. (cf. tableau n°13)

Interprétation.

Ces différentes observations permettent de constater que :

. la chlamydiose est présente dans l'élevage caprin français et que son importance semble être en augmentation ces dernières années, tout au moins pour certaines régions (moitié Sud de la France) ;

. cependant sa fréquence est très différente suivant les régions : ainsi ce sont principalement celles du Sud-Est et du Sud de la France qui sont les plus touchées. Cette maladie est aussi présente, mais à degré moindre, dans les régions du Sud-Ouest de la France. Enfin,

Tableau n°10 :

Enquêtes épidémiologiques faites par les D.S.V. - 1977
(Amicale des Vétérinaires Directeurs des Laboratoires Départementaux) [74]

Départements	Nombre d'avortements	Avortements chlamydiens	%	Nombre de sérums	Sérums positifs	% de sérums +	Avortements brucelliques
Indre-et-Loire (A)	9	0	0	-	-	6,20	1
Cher	3	0	0	51	4	7,80	0
Indre	30	4	13,30	36	13	-	0
Vienne	0	0	0	0	-	-	1 exploitation
Loiret	0	0	0	exploit. : 26 427	2 6	0,16	-
Charentes	25	0	0	-	-	-	-
Lot-et-Garonne (B)	9	0	-	-	-	-	-
Tarn	9	4	44,00	-	-	-	-
Tarn-et-Garonne	11	5	45,00	359	119	33,00	-
Drôme-Ardèche (C)	87	38	43,00	-	-	-	0
Hérault	17	11	64,00	247	199	80,00	-
Isère	64	8	12,50				13

Tableau n° 11 :

Résultats sérologiques reçus après avortements caprins en 1979 [27]
(Laboratoire de Pathologie des Ruminants - Nice)

	Chlamydiose				Salmonellose			F.Q.		Brucellose	Toxoplasmose		
	-	1/40	1/80	+	-	suspect	+	-	+		-	250	>250
Deux-Sèvres 79)	80	3	-	-	100	5	5	78	33		295	4	7
Vienne (86)	151	-	-	-	59	1	5	128	15		72	2	3
Var (83)	5	-	-	-	14	1	-	5	-		14	-	1
Indre-et-Loire (37)	10	-	-	-	10	-	-	10	-		5	1	4
Allier (03)	13	-	-	-	13	-	-	13	-		11	-	-
Alpes-de-Hte Prov.(04)	787	45	17	12	798	37	31	645	59		705	15	19
Alpes Maritimes (06)	8	2	-	-	5	2	-	10	-		10	-	-
Aude (11)	18	-	-	-	7	-	-	18	-		3	1	-
Ardèche (07)	1	-	1	2	4	-	-	4			3	1	-
Charentes (16)	5	-	-	-	5	-	-	5	-	(1)	5	-	-
Cantal (15)	2	-	-	2	-	-	-	2	-		2	-	-
Côte-d'Or (21)	1	-	-	-	-	-	-	1	-		4	-	-
Doubs (25)	-	1	-	3	4	-	-	4	-		4	-	-
Drôme (26)	37	-	-	-	10	-	-	10	-		10	-	-
Gers (32)	4	-	-	-	-	-	-	4	-		4	1	2
Jura (39)	9	-	2	1	6	1	-	12	-		-	-	-
Loire (42)	1	-	-	-	1	-	-	1	-		-	-	-
Manche (50)	7	-	-	-	7	-	-	7	-		7	-	-
Mayenne (53)	1	-	-	-	-	-	-	-	1		-	-	-
Morbihan (56)	8	-	-	-	8	-	-	8	-		7	-	1
Saône-et-Loire (71)	36	-	-	-	36	-	-	36	-		37	-	-
					7					(2)			

Tableau n° 12 :

Résultats sérologiques reçus après avortements caprins pour les 6 premiers mois de 1980 [27]
(Laboratoire de Pathologie des Ruminants - Nice)

	Chlamydiose				Salmonellose			F.Q.		Toxoplasmose		
	-	1/40	1/80	+	-	suspect	+	-	+	-	250	>250
Vienne (86)	345	10	2	1	151	6	4	331	17	220	10	13
Deux-Sèvres (79)	2	-	-	-	91	7	5	11	3	85	16	43
Alpes Maritimes (06)	124	20	13	14	142	11	10	165	1	151	13	3
Alpes de Hte-Prov. (04)	120	4	1	2	71	6	2	64	2	61	4	12
Aude (11)	5	-	-	2	7	-	-	4	-	4	-	-
Gers (32)	10	-	1	-	6	-	-	10	-	2	-	-
Jura (39)	3	1	1	-	5	-	-	-	-	4	1	-
Drôme (26)	9	2	1	-	10	2	-	10	-	10	-	-
Gironde (33)	1	-	1	1	3	-	-	-	-	-	-	-
Corse (20)	7	1	-	-	7	-	-	7	-	7	-	-
Var (83)	-	1	-	-	1	-	-	1	-	1	-	-
Doubs (25)	-	1	-	-	-	-	1	-	1	1	-	-
Charentes (16)	3	-	-	1	2	-	-	3	-	4	-	-
Saône-et-Loire (71)	17	-	-	-	8	-	1	8	-	5	2	2
Allier (03)	13	-	-	-	13	-	-	13	-	8	1	-
Val d'Oise (95)	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-
Morbihan (56)	3	-	-	-	3	-	-	-	-	3	-	-
Côte-d'Or (21)	2	-	-	-	2	-	-	2	-	2	-	-
Loire	3	-	-	-	3	-	-	3	-	3	-	-
Ardèche	4	-	-	-	4	-	-	4	-	3	1	-
Espagne	7	2	1	-	-	-	11					

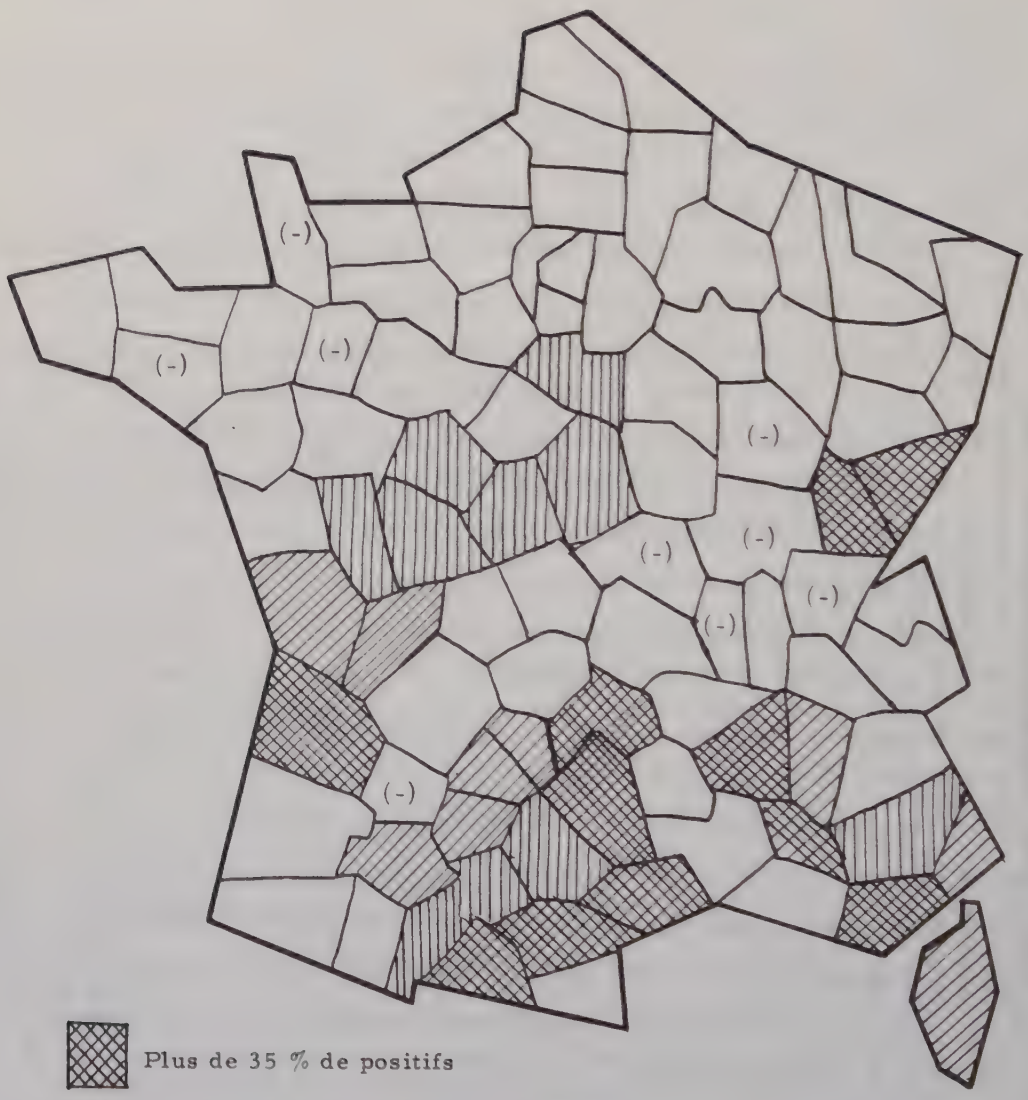


Fig. n°3 : Résultats sérologiques obtenus entre 1977 et 1980. Prises de sang pratiquées dans des troupeaux caprins après apparition d'avortements [27].

Tableau n°13 :
Sérologies et avortements chlamydiens dans le département du Tarn-et-Garonne de 1971 à 1977 [36].

		Sérologies		Avortements	
		Nombre	%	Nombre	%
1971	contrôlés	26	-	-	-
	négatifs	26	100,00	-	-
	positifs	0	-	-	-
1972	contrôlés	1099	-	-	-
	négatifs	1099	100,00	4	50,00
	positifs	0	-	2	50,00
1973	contrôlés	816	-	5	-
	négatifs	779	95,46	4	80,00
	positifs	37	4,53	1	20,00
1974	contrôlés	278	-	14	-
	négatifs	248	88,92	6	42,85
	positifs	30	11,07	8	57,14
1975	contrôlés	402	-	5	-
	négatifs	303	75,37	4	80,00
	positifs	99	24,62	1	20,00
1976	contrôlés	166	-	12	-
	négatifs	156	81,92	7	58,33
	positifs	30	18,07	5	41,66
1977	contrôlés	359	-	11	-
	négatifs	240	66,85	6	54,54
	positifs	119	33,14	5	45,45

Fig. n°4 :

Graphique des sérologies positives à la chlamydiose de 1971 à 1977 dans le Tarn-et-Garonne

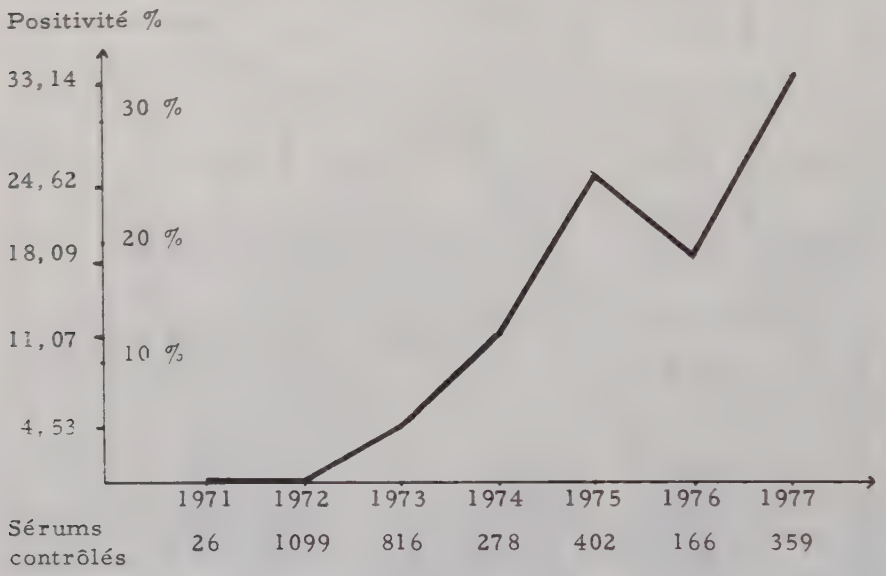


Tableau n°14 :

Comparaison avec l'évolution de la brucellose caprine dans le Tarn-et-Garonne entre 1973 et 1977 [36]

Année	Sérologies				Avortements			
	Brucellose		Chlamydiose		Brucellose		Chlamydiose	
	Nombre de contrôlés	% de positifs	Nombre de contrôlés	% de positifs	Nombre de contrôlés	% de positifs	Nombre de contrôlés	% de positifs
1973	2309	2,86	816	4,53	5	100	5	20,00
1977	5215	0,05	359	33,14	11	0	11	45,45

il semble que des cas de chlamydiose soient très rares, voire absents, dans les régions du Centre, du Centre-Est et du Centre-Ouest.

Cette répartition géographique n'est actuellement pas expliquée, on ne peut que remarquer qu'il existe une analogie avec les régions de chlamydiose ovine et penser qu'il soit possible que l'influence de la race, du climat, ou même du mode d'élevage puisse intervenir pour une part dans cette distribution géographique.

-:-:-:-

Chapitre III

ETIOLOGIE

-:-

ETUDE DE L'AGENT INFECTIEUX

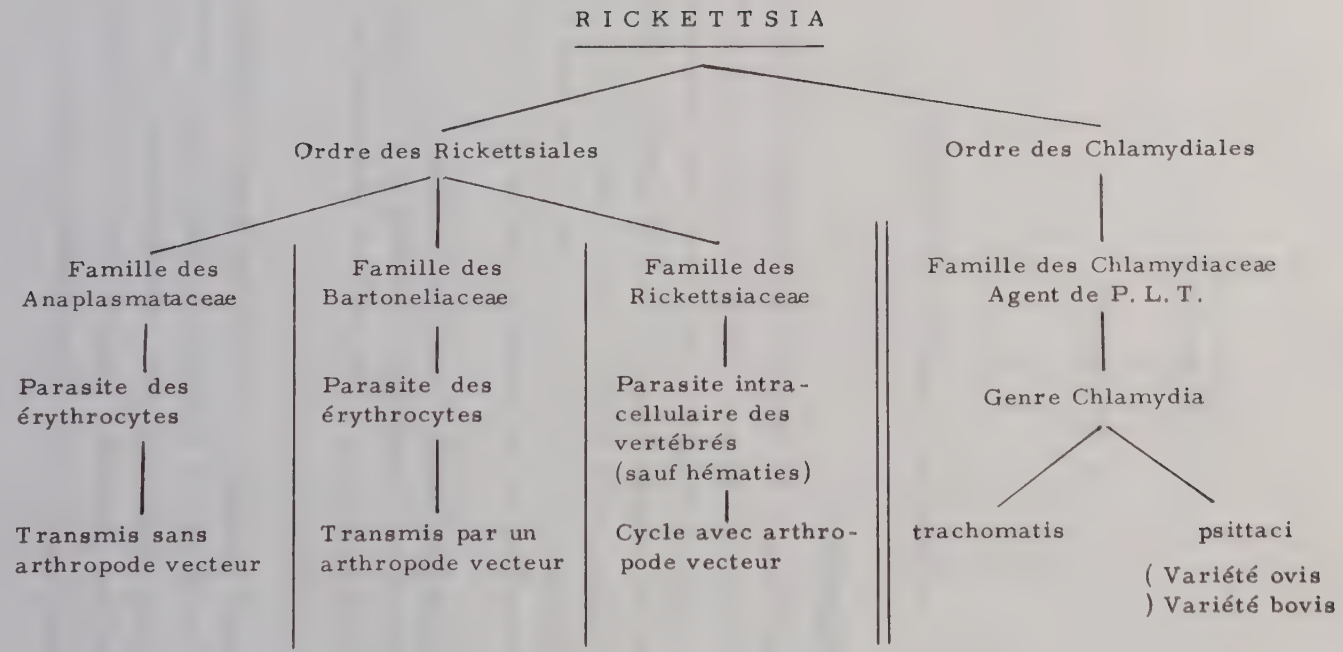
1°- Classification.

Pendant longtemps, la place des chlamydiacées dans la classification des êtres vivants posa pour le taxonomiste un problème, ne sachant pas s'il fallait regrouper ces germes avec les virus ou les bactéries. En fait, comme la culture de la Chlamydia se fait exclusivement sur milieu vivant et que ce germe possède les deux types d'acides nucléiques (A.R.N. et A.D.N.) ainsi qu'une paroi contenant de l'acide muranique, il a été définitivement classé avec les bactéries.

Place des Chlamydia dans le groupe des Rickettsia.

Le groupe des Rickettsia est constitué de micro-organismes plus petits que la plus petite des bactéries et ne possède pas la propriété d'être filtrable (cf. p. 34).

Le genre Chlamydia comprend deux espèces (psittaci et trachomatis), dont le critère de différence réside essentiellement dans la réassociation possible des brins monocaténaires d'A.D.N., se traduisant par une propriété d'ordre biochimique intervenant sur le métabolisme glycogénique et à la sensibilité à la sulfadiazine [32].


RICKETTSIA
Ordre des Rickettsiales
Ordre des Chlamydiales
Famille des Anaplasmataceae
Famille des Bartoneliaceae
Famille des Rickettsiaceae
Famille des Chlamydiaceae
Agent de P. L. T.
Parasite des érythrocytes
Parasite des érythrocytes
Parasite intra-cellulaire des vertébrés (sauf hématies)
Genre Chlamydia
Transmis sans arthropode vecteur
Transmis par un arthropode vecteur
Cycle avec arthro-pode vecteur
trachomatis
psittaci
(Variété ovis
) Variété bovis

En effet on distingue :

- l'agent de la psittacose, responsable des avortements ovins, caprins et bovins : Chlamydia psittaci ; celui-ci produit des inclusions ne contenant pas de glycogène, donc non colorables par l'iode. Cette espèce réplique dans tout le cytoplasme de la cellule hôte à cause de la rupture précoce de la membrane des vésicules. Sa croissance n'est pas inhibée par la sulfadiazine [32] ;

- l'agent du trachome, de la lymphogranulomatose vénérienne et des pneumonies des rongeurs : Chlamydia trachomatis ; celui-ci réplique en micro-colonies compactes, contenant du glycogène à l'intérieur des vésicules cytoplasmiques qui ne se rupturent que tardivement au cours de l'infection. La croissance de cette espèce étant inhibée par la sulfadiazine.

Cette dernière classification a le mérite de la clarté et de la simplicité. On peut seulement regretter que les noms des chercheurs importants en ce domaine aient disparu de la taxonomie.

Remarque : la terminologie de Chlamydia ovis ou Chlamydia bovis n'est en fait qu'une contraction de la dénomination : Chlamydia psittaci variété ovis ou variété bovis.

2°- Caractères généraux des chlamydiacées.

a. Caractères morphologiques et cycle de multiplication.

Les chlamydies sont des micro-organismes, immobiles, parasites obligatoires en position intracellulaire, à gram -, de forme sphérique ou coccoïde, ne se développant pas sur milieu artificiel, fixant bien les colorants de fuchsine et possédant à la fois de l'A.D.N. et de l'A.R.N..

1/ Morphologie.

L'examen, au microscope optique [17] de frottis exécutés à partir de tissus infectés spontanément ou expérimentalement par ces organismes, montre en nombre souvent considérable, des "corps élémentaires" isolés ou en colonies formant des "globi" constitués d'amas d'éléments ponctiformes. La taille de ces corps élémentaires est inférieure à celle de la plus petite des bactéries connues, soit environ 0,3 à 0,4 micron.

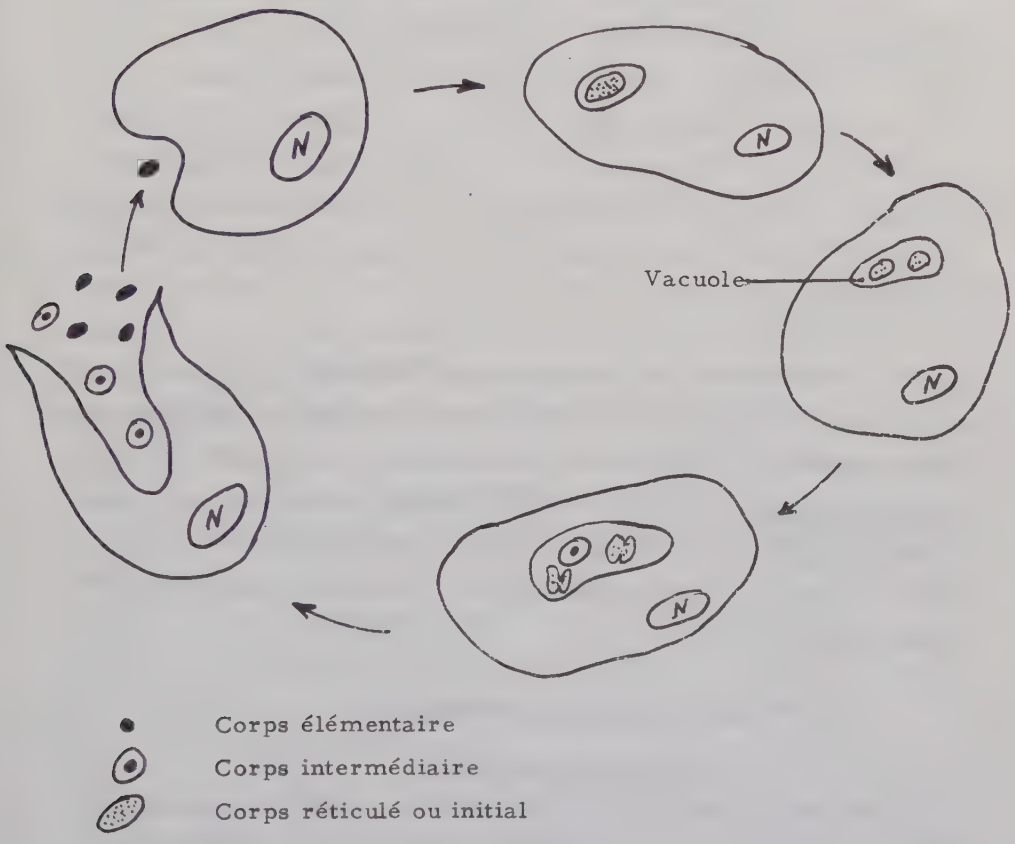
La morphologie de la Chlamydia de l'avortement de la brebis a bien été définie dès 1960, en microscopie électronique, par Mme GRANDBOULAN. Les corps élémentaires sont sensiblement sphériques, le rapport entre le grand et le petit diamètre est de l'ordre de 11/10 ; ils sont de taille moyenne (375 nanomètres pour le grand diamètre). Le corps même de la Chlamydia se présente avec des granulations diverses qui sont des ribosomes ou parfois une sorte de condensation nucléaire (nucléoïde). L'étude de l'ultrastructure des colonies chlamydiennes révèle la présence, à côté des corps élémentaires complets, de corps non enveloppés, ovoïdes, certains en forme de sablier, permettant d'ores et déjà d'imaginer la morphogenèse du parasite.

2/ Cycle de multiplication.

La Chlamydia possède un cycle de multiplication caractéristique, unique chez les bactéries. Le cycle est obligatoirement intracellulaire et comporte une période de réorganisation au cours de laquelle la particule infectante (ou corps élémentaire) se transforme en corps initial non infectant, suivie d'une phase de multiplication par division binaire.

Fig. n°5 :

Cycle de multiplication de Chlamydia psittaci.



Corps élémentaire

Corps intermédiaire

Corps réticulé ou initial

. Le point de départ du cycle est un corps élémentaire qui constitue l'élément infectant. Il est phagocyté par la future cellule-hôte. Ce corps élémentaire mesure de 200 à 300nm sur 350 à 400 nm et possède une membrane trilamellaire. Son noyau est dense aux électrons.

. Ce corps élémentaire devient, 24 heures après son inoculation à la culture cellulaire, un corps initial ou réticulé qui se divise par scissiparité. Il ne possède pour tout matériel nucléaire qu'un filament

d'A.D.N.. Sa taille est alors de 550 à 1500 nm et possède deux membranes unitaires de 80 Å chacunes.

. Le corps initial donne, en 12 heures un corps intermédiaire qui possède alors un matériel nucléaire dense aux électrons, contenant 2 ou 3 nucléoïdes. Sa taille est de 350 à 500 nm environ.

. Avec l'accroissement de la vacuole cellulaire, le noyau de la cellule est rejeté en périphérie ; en fin d'évolution la cellule meurt et éclate, libérant les corps élémentaires capables d'infecter d'autres cellules. Comme le note RUSSO [56], il s'agit d'une division et non d'une réplication comme le ferait un virus.

Les études de E.B. ORLIFA et LEFEBVRE [13] sur le cycle en microscopie électronique (après culture sur cellules HeLa) montrent que la membrane vacuolaire est présente pour tout le cycle des Chlamydia trachomatis, alors que celle-ci disparaît en fin de cycle pour Chlamydia psittaci. La durée moyenne du cycle est de 70 heures environ ; cependant, il existe des phases de latence qui expliquent le silence de l'affection.

b. Caractères physicochimiques.

1/ Propriétés physiques.

On peut assez facilement séparer les corps élémentaires à partir d'une suspension formée d'un broyat de tissus infectés, par centrifugation (centrifugation en gradient de saccharose en rotor zonal de membranes vitellines infectées) [72], par chromatographie ou gel-filtration. On arrive à obtenir des suspensions pratiquement pures pouvant titrer jusqu'à 10^{12} corps élémentaires au millilitre.

L'enveloppe des corps élémentaires est très résistante ; seul un traitement à l'aide d'un appareil à ultra-sons, d'une durée de 15

minutes, permet la rupture de 80 % des corps élémentaires d'une suspension (traitement auquel ne résiste aucune autre bactérie).

La survie des Chlamydia conservées au laboratoire dans des tissus infectés est variable en fonction de la nature du tissu et de la température. On considère qu'elle est d'une semaine pour un fragment de placenta à une température de + 4° C et de deux semaines pour une membrane vitelline. C'est seulement à des températures de l'ordre de - 30°C que la conservation peut être de plusieurs mois. Même protégées par des liquides conservateurs, les Chlamydia résistent mal à la lyophilisation. L'adjonction d'aldéhyde formique à 3 %, pour la préparation de vaccin, inactive en 30 minutes à 37°C les chlamydies ovines, caprines et bovines.

2/ Composition chimique.

D'après STORZ [63], l'extrait sec de Chlamydia possède la composition suivante :

- protéines totales : ..... 33,10 %
- hydrate de carbone : ..... 1,67 %
- acides nucléiques : ..... 5,62 %
- phospholipides : ..... 7,50 %
- lipides (composition inconnue) : 35 - 40 %
- fraction soluble en acide : .... 7 - 10 %

La composition correspond sensiblement à celle des germes à Gram (-) avec la présence d'acides muranique et d'acide diaminopimélique.

La perméabilité membranaire varie au cours du cycle de développement et permet les échanges avec la cellule hôte. La Chlamydia exploite l'énergie métabolique de celle-ci en recevant les précurseurs

biochimiques nécessaires à la synthèse de ses nutriments énergétiques.

L'étude histochimique, par digestion partielle, met en évidence la présence des deux types d'acide nucléique : l'A.R.N. contenu dans le cytoplasme, l'A.D.N. dans le "nucléoïde" central.

3/ Composition polypeptidique des chlamydies.

L'intérêt de déterminer la composition polypeptidique des chlamydies permet, sur le plan immunologique, l'étude des antigènes afin de comparer et de différencier plusieurs souches.

CALDWELL et ses collaborateurs [6] ont étudié la composition polypeptidique par dissociation au triton-X-100 de Chlamydia psittaci et trachomatis, par immuno-électrophorèse bidimensionnelle.

STEPHENSON [66] et STORZ ont fait la comparaison de trois souches abortives ovines avec une souche murine, permettant de mettre en évidence les différences significatives dans la composition de chacune des souches. En effet, 8 des polypeptides dont les 3 plus importants entrant dans la composition de la souche ovine, ont un poids moléculaire de 100 000 ou plus, alors que la plupart des polypeptides de la souche murine ont un poids moléculaire inférieur (3 principaux ont un poids moléculaire inférieur à 50 000). Enfin, des chercheurs [70] étudient la composition du noyau et de l'enveloppe par dissociation chimique de la chlamydie, en utilisant soit l'acide phénolacétique et un mélange de sodium dodécyl sulfate (SDS) mercurato-urée ou par ultra centrifugation [8].

CHARTON et FAYE [8] ont étudié des suspensions purifiées de Chlamydia psittaci d'origine bovine, ovine et caprine, Après préparation de l'antigène total (corps élémentaires) et séparation de la

fraction enveloppe et "noyau" il a été pratiqué des électrophorèses en gel de polyacrylamide à 10 % (dont bis-acrylamide 1/30, monoacrylamide 29/30) en tampon pH 7. La migration s'effectue sous tension constante (28 volts avec 6 milliampères d'intensité au début de l'opération). Après fixation à l'acide trichloracétique et coloration au bleu de Coomassie, la lecture se fait à l'aide d'un appareil Iscogel-Scanner.

Bien que la séparation des "fractions enveloppes" et "noyau" soit insuffisante, il est possible de séparer 16 principaux polypeptides de poids moléculaires échelonnés de 10 000 à 117 000 dont les bandes 1.2.3.4.7.8.9.11.13.15. correspondent à des polypeptides constitutifs du noyau et celles 5.6.8.10.12.14.16. de l'enveloppe. Les résultats, profils des électrophorégrammes, nombre de polypeptides, poids moléculaires de chacun de ces derniers, sont remarquablement analogues quelles que soient les souches étudiées (cf. tableau n°15).

4/ Propriétés tinctoriales.

Les deux techniques de coloration des chlamydies les plus utilisées sont celles de Macchiavello, Stamp et de May Grunwald - Giemsa.

z Coloration de Macchiavello-Stamp.

A partir d'un frottis ou d'un écouvillonnage que l'on fixe à la flamme, on emploie de la fuchsine basique de Ziehl diluée extemporanément au 1/5, que l'on laisse agir à froid pendant 10 minutes. Après rinçage, on utilise de l'acide acétique à 3 pour 1 000 pendant 15 secondes pour obtenir une décoloration permettant une différenciation, la préparation prend une teinte rosée. Après rinçage, on effectue une recoloration à l'aide d'une solution aqueuse de bleu de méthylène à 1 % pendant 15 secondes. Après lavage et séchage, la préparation

Tableau n°15 :

Poids moléculaires (x 1 000) comparés des polypeptides séparés à partir de 4 souches de Chlamydia psittaci [8]

Polypeptides	Souche caprine PC	Souches ovines AB_7	Souches ovines AB_9	Souche bovine A_{47}
Bande 1	112,0	101,0	103,0	107,5
" 2	95,5	96,0	94,0	96,0
" 3	93,0	88,0	92,0	86,0
" 4	88,0	86,0	86,0	82,0
" 5	77,5	77,0	79,5	73,0
" 6	70,0	69,0	69,0	66,0
" 7	65,0	67,0	63,0	63,0
" 8	57,0	54,0	54,0	52,0
" 9	44,0	44,0	48,0	43,0
" 10	39,5	38,0	43,0	39,0
" 11	34,0	31,0	37,5	35,0
" 12	27,5	25,0	29,0	26,0
" 13	22,0	17,0	21,0	20,0
" 14	17,5	14,0	17,0	16,0
" 15	15,0	11,0	14,0	14,0
" 16	11,5	10,5	10,0	11,0

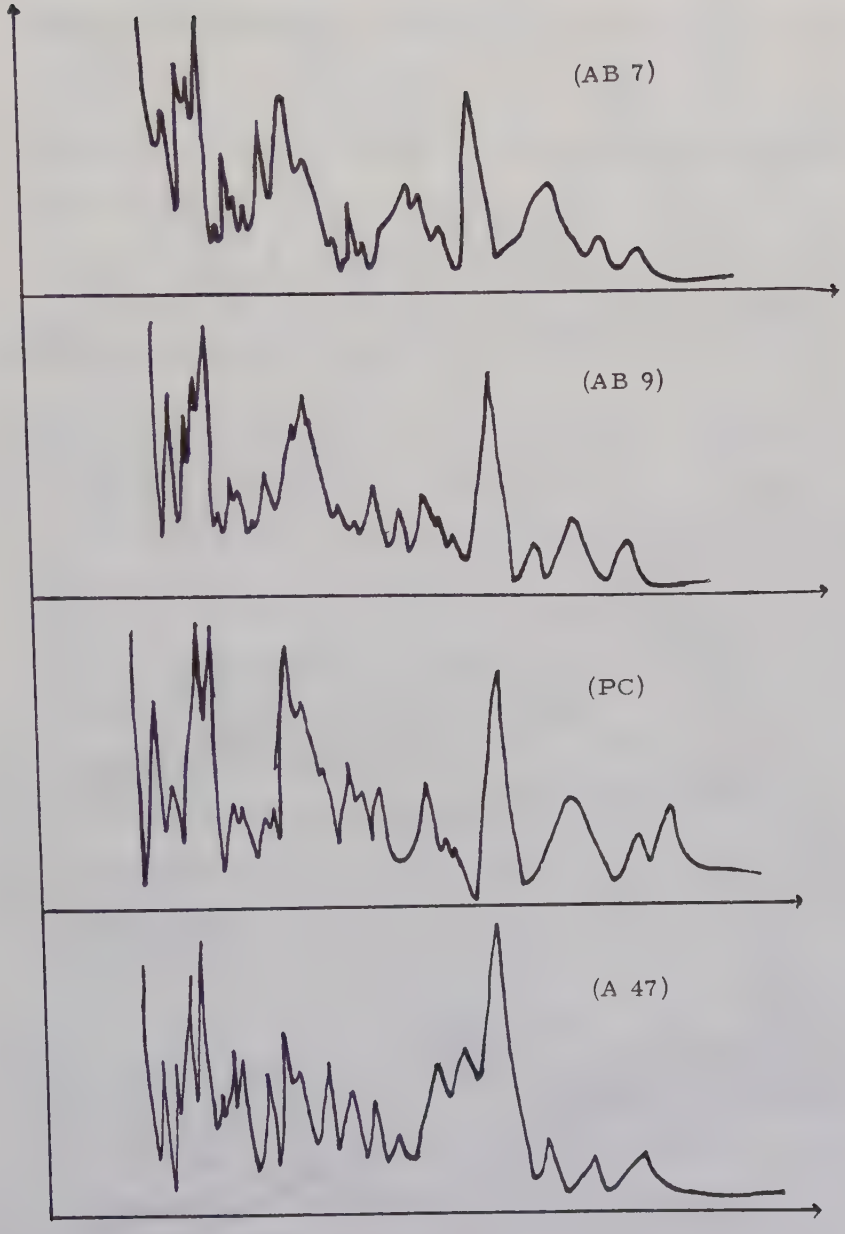


Fig. n°6 : Electrophorégrammes fournis par quatre souches (ovines : AB 7, AB 9 ; bovine : A 47 ; caprine : PC) après migration en 4 tubes jumelés [8].

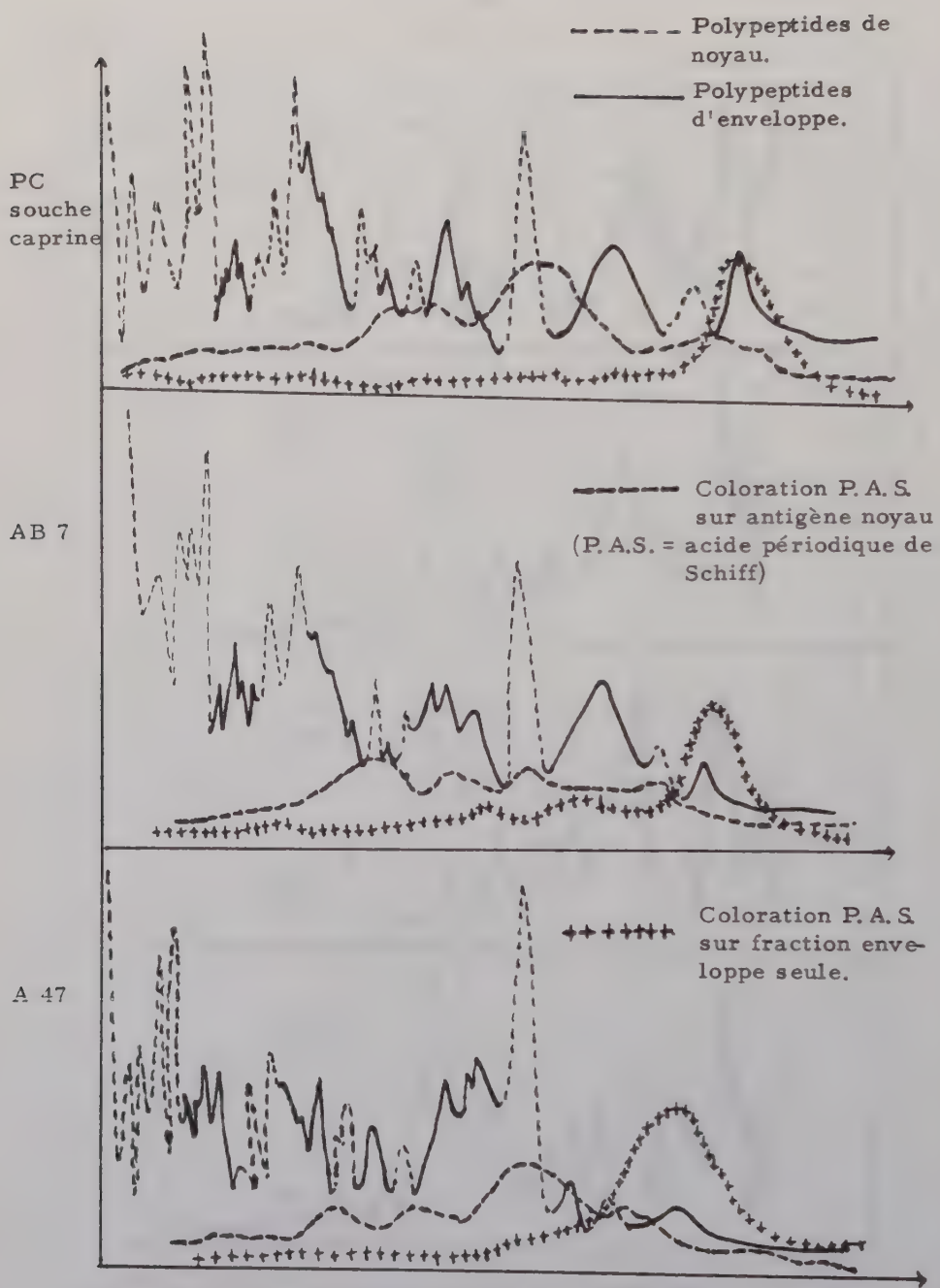


Fig. n°7 : Electrophorégrammes de trois gels (souches : AB 7, A 47, PC).

est examinée à l'aide d'un microscope à immersion. Les chlamydies apparaissent en rouge sur fond bleu. Elles se présentent le plus souvent en amas et on décrit classiquement les images en globi. Cette coloration présente l'avantage de mettre en évidence les brucella. Cependant, elle ne permet pas de différencier Coxiella burnetti, agent de la fièvre Q.

α Coloration de May Grünwald - Giemsa.

Elle est utilisée surtout pour les coupes histologiques. Celles-ci sont fixées au May-Grünwald pendant 3 minutes, puis au May Grünwald dilué de moitié pendant 2 minutes. Le colorant est éliminé, mais il n'y a pas de rinçage. La coloration se fait avec du Giemsa à raison de 3 gouttes pour 2 ml d'eau distillée pendant 15 à 30 minutes. Après lavage, on différencie avec de l'eau acétifiée puis on rince à l'eau distillée. Les chlamydies apparaissent en violet sur fond rose-violacé (ce qui ne donne pas un très bon contraste). Cependant, cette coloration ne détruisant pas les cellules, elle permet de mettre en évidence la position intracellulaire de ces germes et l'observation des différents stades du cycle de multiplication.

c. Culture du germe.

Les chlamydies sont des parasites obligatoires de la cellule et ne se cultivent donc pas sur milieu inerte. Les cultures peuvent être réalisées in vivo, in ovo ou in vitro.

α Culture in vivo.

C'est la méthode la plus ancienne. Le matériel de choix à utiliser est la souris. En effet, les chlamydies provoquent chez cette espèce une pneumonie. L'inoculum est constitué par le surnageant de la centrifugation (2 500 g à + 4°C) d'une suspension obtenue, en sérum

physiologique additionné de pénicilline et de streptomycine, par broyage de tissus ou d'exsudats provenant de sujets spontanément infectés (ou de membrane vitelline d'œufs préalablement infectée). Cet inoculum est administré par voie intranasale à l'aide d'une seringue à tuberculine (à la dose de 0,1 ml) à une souris d'expérience anesthésiée. En 3 à 7 jours, on note une perte de poids de l'animal suivie d'une pneumonie à évolution mortelle (en cas de survie, les lésions pulmonaires après sacrification sont caractéristiques).

Remarque : il faut savoir qu'il existe une chlamydie murine responsable de pneumonie ; le stress d'inoculation pouvant alors révèler une infection latente et constituer une source d'erreur.

z Culture in ovo.

C'est la méthode préférée de la plupart des chercheurs [16]. Elle consiste à adapter directement la chlamydie par inoculation de l'œuf de poule embryonné de 6 à 8 jours dont l'origine est contrôlée (supplémentation alimentaire en antibiotique). L'inoculum, de 0,7 à 0,5 ml, préalablement dilué afin de limiter la contamination bactérienne, additionné d'antibiotiques peu actifs sur les chlamydies, est injecté par voie intravitelline. Les œufs tués dans les 3 premiers jours qui suivent l'inoculation sont éliminés ; leur mort provenant soit d'une contamination bactérienne ou d'une hémorragie provoquée au moment de l'inoculation.

On prélève la membrane vitelline des œufs morts entre le 4e et le 13e jour et on l'examine après coloration de Stamp afin de vérifier la présence de corps élémentaires et l'absence de contamination éventuelle. La souche est purifiée par 3 passages successifs sur des œufs de poule embryonnés.

Cette méthode, plus sûre que l'inoculation à l'animal, reste cependant délicate à cause des nombreuses manipulations qu'elle exige.

z Culture in vitro.

Par analogie avec les virus, divers auteurs après BLAND et CANTI ont porté leurs efforts sur l'utilisation et l'adaptation des cultures cellulaires pour la multiplication des Chlamydia. Un grand nombre de souches appartenant à différentes espèces ont depuis été cultivées sur diverses lignées cellulaires établies et sur primoculture. L'inoculation de Chlamydia provoque un effet cytopathogène au bout de 4 jours sur des cellules de hamster [58] ou ces cellules de lignée [13, 55] provenant initialement d'un carcinome du col utérin.

Description de la culture in vitro sur cellules He-La : les cellules provenant de la souche He-La 229 sont entretenues en milieu Eagle. On leur inocule une suspension à 10 % de membranes vitellines virulentes à 37°C ; une heure après, on retire l'inoculum et l'on ajoute un milieu Eagle additionné de glucose, de streptomycine et de 10 % de sérum de veau. Les cellules sont "trypsinées" tous les 3 jours afin d'augmenter le nombre de cellules portant des inclusions. Par la suite on note l'apparition d'effet cytopathogène ; les cellules se rétractent, s'arrondissent et se détachent du support de verre. Il y a après 6 jours d'incubation [58] développement d'inclusions cytoplasmiques à différents stades d'évolution correspondant aux corps initiaux et aux corps élémentaires, avec rejet du noyau à la périphérie de la cellule. Par ailleurs, l'observation en contraste Anoptral permet une mise en évidence plus structurée de l'effet cytopathique par rapport à une lame témoin.

Mise en évidence de l'infection en culture cellulaire [56] : En virologie, l'infection d'une culture cellulaire par un agent infectieux est marquée, le plus souvent, par un effet cytopathogène (ou E. C. P.). Il s'agit d'une destruction soit brutale, soit progressive de la souche cellulaire ou de modifications caractéristiques (syncitium par exemple). Il faut en effet remarquer que les cellules atteintes par un agent infectieux, même si elles ne sont pas détruites, peuvent être l'objet de modifications visibles à l'état frais ou après coloration. Les données peuvent être transposées, en ce qui concerne les Chlamydia : l'effet pathogène est observé dans des conditions bien précises, notamment en fonction de la richesse de l'inoculum. Des inclusions caractéristiques sont visibles après coloration et il est essentiel de noter, contrairement au virus, la présence d'éléments visibles au microscope optique à l'intérieur de l'inclusion. Les cellules L s'avèrent les plus sensibles à la multiplication des Chlamydia et l'on observe un effet cytopathogène à des dilutions de 10^{-2}. Les cellules Wish ont une moins grande sensibilité.

Dans l'étude comparative de différentes souches de Chlamydia, dans le but de rechercher les critères de différenciation entre les souches des petits ruminants faites par RUSSO et ses collaborateurs [55], l'aspect morphologique des plages obtenues sur culture cellulaire des 11 souches étudiées, est identique. Les bords de celles-ci sont nets aussi bien par observation directe que par décoloration franche de la zone de destruction cellulaire. Cependant, seules les 2 souches caprines étudiées (425-76 et 33-78) ont donné des plages très petites. (cf. tableau n°16).

Minimum essentiel médium (Eagle)+ :

. Solution saline de Hanks.

. Solution d'acides aminés :

L. arginine	126,4	mg/l
L. cystine	74,0	mg/l
L. glutamine	292,0	mg/l
L. histidine	38,3	mg/l
L. isoleucine	52,5	mg/l
L. leucine	52,5	mg/l
L. lysine	73,1	mg/l
L. méthionine	14,9	mg/l
L. phénylalanine	33,0	mg/l
L. thréonine	47,6	mg/l
L. tryptophane	10,2	mg/l
L. tyrosine	36,2	mg/l
L. valine	46,9	mg/l

. Solution de vitamine :

panthoténate de calcium	1,0	mg/l
chlorure de choline	1,0	mg/l
acide folique	1,0	mg/l
inositol	2,0	mg/l
nicotinamide	1,0	mg/l
pyridoxal H Cl	1,0	mg/l
riboflavine	0,1	mg/l
thiamine H Cl	1,0	mg/l

. Na H CO_3 pour ajuster le pH à 7,2 - 7,4.

+ Laboratoire DYNALAB - 62, avenue de la République - 93800 EPINAY/ SEINE.

Tableau n°16 :

Diamètres des plages de destruction de la culture cellulaire par 11 souches de Chlamydia psittaci de petits ruminants

	Souches ovines				Souches caprines		Souches ovines				
	ORN	2521-73	440-74	3176-74	425-76	3378	PLERB	476-76	20	78	170-77
Diamètre des plages	0,6 ± 0,2	1,1 ± 0,1	1,0 ± 0,1	1,1 ± 0,1	0,4 ± 0,1	0,3 ± 0,1	0,7 ± 0,3	0,6 ± 0,1	0,9 ± 0,2	1,0 ± 0,1	0,7 ± 0,1

d. Pouvoir pathogène.

1/ Pouvoir pathogène naturel.

Le pouvoir pathogène de Chlamydia psittaci est déroutant, celui-ci pouvant, sur le même animal, provoquer des lésions sur des organes très différents ou encore ne rester qu'un hôte passif, telles que le sont les Chlamydia intestinales chez les petits ruminants.

Chez la chèvre, le germe est principalement responsable d'avortement consécutif à l'atteinte placentaire qu'il provoque. Mais il peut aussi avoir des localisations articulaires, pulmonaires, oculaires voire nerveuses.

HEARN et HERRING [23] ont atténué le pouvoir pathogène d'une chlamydie par passages en série de la souche diluée dans de l'acide para-amino-benzoïque à 5 % et neutralisée à pH 7 avec de l'hydroxyde d'ammonium. Cette expérimentation a permis d'obtenir une perte de virulence pour la souris, mais la souche a conservé intact son pouvoir pathogène à l'égard de la perruche.

2/ Pouvoir pathogène expérimental.

. In ovo : on constate la mort embryonnaire, 4 à 13 jours après l'inoculation d'un œuf embryonné de 6 à 8 jours. RUSSO [56] a isolé, en premier passage par méthode d'inoculation dans le sac vitellin, à partir d'un placenta de chèvre ayant avorté, une souche (425-75) ; celle-ci entraînant des modifications caractéristiques sur l'œuf embryonné : le sac vitellin devient fragile, ses vaisseaux se congestionnent, l'embryon apparaît hémorragique, l'extrémité des pattes étant souvent rougeâtre. La membrane, riche en corps élémentaires (broyée au 1/10 en Bovarnick) tue les œufs à la dilution de 10^{-3}, 10^{-4}, 10 jours en moyenne après l'inoculation, son pouvoir pathogène étant

sensiblement identique pour l'œuf embryonné de 7 jours.

Tableau n°17 :

Différences entre les titres exprimés
en doses létales 50/ml et doses infectantes 50/ml.
Comparaison des souches

Souche	Origine	Dose létale Titre en DL 50	Titre en coloration de Stamp
2524-73	Placenta brebis	$10^{8,2}$	$10^{6,5}$
3176-74	Placenta brebis	$10^{7,0}$	$10^{7,0}$
425-75	Placenta chèvre	$10^{7,5}$	$10^{7,8}$
Q 18 (Giroud)	Placenta brebis	$10^{6,2}$	$10^{4,5}$

. In vitro : 48 heures après l'inoculation sur cellules de lignée L, l'effet cytopathogène se produit par atteinte de toute la culture. Les cellules se rétractent, s'arrondissent et se détachent du support. Au 4e jour, la destruction de la couche cellulaire est pratiquement totale.

. In vivo : on obtient, par inoculation intra-nasale de la souris, une pneumonie d'évolution mortelle en quelques jours. RUSSO étudie l'action létale de différentes souches pour les fœtus chez la souris gestante [55].

Virulence des souches classées par ordre croissant :

Origine :	Ovin Q 18	Ovin F 40	Caprin 425	Ovin	Bovin	Ovin	Aviaire
Virulence :	Négligeable (plus de 5 passages sur œufs embryonnés)		Moyenne (moins de 5 passages sur œufs embryonnés)				Forte

Remarque : les souches de virulence moyenne ne peuvent être différenciées, d'où il ne semble pas y avoir de différence de virulence pour la souche caprine par rapport aux souches ovines et bovines face à l'action létale pour le foetus de la souris gestante.

e. Propriétés immunologiques et toxiques.

1/ Propriétés antigéniques.

Les caractères morphologiques, morphogénétiques et physiques des chlamydiacées sont assez bien connus et pourtant aucun d'entre eux ne permet de différencier, de façon certaine, les unes des autres (celles de l'homme, des mammifères et des oiseaux), les divers genres ou variétés. Cette distinction, indispensable aussi bien à l'immunologiste qu'à l'épidémiologiste, exige d'autres critères. Les critères biologiques principaux seront fournis par l'étude des propriétés antigéniques de ces microorganismes.

De nombreux travaux, au cours de ces 30 dernières années, ont été consacrés à l'étude de l'antigénécité de différentes souches, dans le but de les définir les unes par rapport aux autres. Cependant, l'étude comparative des propriétés antigéniques de nombreuses souches de Chlamydia psittaci de diverses origines (avortement et pneumopathies bovins, ovins et caprins), nécessite d'après FAYE [20]

une méthode de préparation d'antigène satisfaisant, en particulier, réduire au maximum les erreurs liées à la présence de fraction provenant des cellules ayant servi de substrat à leur culture.

L'extraordinaire complexité de la structure antigénique des Chlamydia a été reconnue par BEDSON dès 1933. L'étude sérologique par réaction croisée montre la présence, chez les différentes souches, d'un antigène commun fixant le complément. A côté de celui-ci, ROSS en 1961, FRASER et BERMANN en 1965 montrent la présence d'un antigène thermolabile.

x Les antigènes.

L'antigène de groupe, thermostable, se rencontre chez toutes les Chlamydia, quelle que soit l'espèce d'origine et qu'elles soient responsables de polyarthrites, de conjonctivites, d'avortements (Chlamydia psittaci) ou d'infections intestinales, de trachomes, de lymphogranulomatose vénérienne (Chlamydia trachomatis). Cet antigène est préparé après chauffage de la suspension de corps élémentaires et traité à l'éther et au désoxycholate de sodium.

Un antigène hémagglutinant spécifique de groupe également a été mis en évidence. FAYE et ses collaborateurs [18] ont étudié les propriétés particulières de cet antigène chez l'agent responsable de l'avortement des petits ruminants.

L'antigène d'espèce, thermolabile, spécifique du type : cette fraction antigénique a été mise en évidence pour la première fois par BEDSON et ses collaborateurs en 1949, de manière directe, en révèlant des anticorps spécifiques : un sérum, préalablement absorbé complètement sur un antigène chauffé, reste encore capable de réagir vis à vis d'une suspension non chauffée.

Depuis, les essais se sont multipliés : test de neutralisation de l'infectivité sur la souris, sur l'œuf , en cultures cellulaires après mise en évidence d'anticorps spécifiques d'espèce dans les immun-sérums. La mosaïque antigénique des Chlamydia est donc fort complexe et il est certain qu'une meilleure connaissance de celle-ci permettrait d'expliquer et de comprendre les différences existant entre les Chlamydia sévissant chez les caprins et les ovins.

Protocole d'étude des antigènes chlamydiens.

. Purification des corps élémentaires : l'obtention d'une solution très riche et pure peut s'effectuer de différentes manières :

- par traitements chimiques :
  - . méthode de Craigie ;
  - . méthode de Volkert et Christensen ;
  - . traitement au flucro-carbone ;
- par centrifugation différentielle :
  - . méthode basée sur l'alternance de cycles à basse vitesse destinés à clarifier un broyat et de cycles d'ultra-centrifugation effectués dans les mêmes conditions ;
  - . par centrifugation zonale : séparation de particules de masse déterminée sur un gradient de densité [72].

. Extraction des antigènes : elle est réalisée à partir des corps élémentaires purifiés.

- Antigène de groupe : la suspension purifiée et enrichie au désoxycholate de sodium (1 % en tampon phosphate pH 4) 4 heures à 45°C. La technique est réalisée sur des corps élémentaires chauffés et non chauffés.
  Après centrifugation d'une heure à 30 000 t/mn, on recueille la phase surnageante. Le desoxycholate est éliminé par dialyse contre du PBS ; on concentre par évaporation.
- Antigène d'espèce : le culot précédent est lavé 3 fois par ultra-centrifugation afin d'éliminer le désoxycholate ; il

est ensuite traité par la trypsine 1 heure à 37°C. Le culot est à nouveau lavé 3 fois et le surnageant est éliminé. Après avoir "ultra-sonné" le culot, celui-ci constituera l'antigène.

. Titrage des antigènes : l'activité antigénique des fractions zonales est mesurée en fixation du complément avec un sérum connu. La réaction sérologique se fait à dilution constante de sérum vis à vis des fractions diluées de 2 en 2. Elles subissent, en outre, un examen par coloration de Stamp et en microscopie électronique. Il en est de même pour les différentes préparations d'antigènes de groupe ou d'espèce.

z Propriétés toxiniques.

. Toxines de Chlamydia : elles constituent un aspect particulier des antigènes. L'existence d une toxine liée aux corps élémentaires a été soupçonnée par RAKE et JONES en 1944. Certains ont essayé de la neutraliser "in vivo" par des sérums hyper-immuns, d'autres par inoculation à la souris après immunisation de celle-ci (WANG). ALEXANDER et ses collaborateurs différencient également des souches de Chlamydia trachomatis par leur toxine, après séroneutralisation croisée chez la souris. Cette toxine serait hautement spécifique du type ou de l'espèce.

. Mise en évidence de la toxine [56] : l'inoculum utilisé pour la production de la toxine est dilué de façon à tuer environ la moitié des œufs en 6 à 7 jours. Les œufs vivants sont alors recueillis et leurs membranes vitellines broyées dans du liquide de Bovarnick, à raison de 1 g pour 2,5 ml de milieu (= broyat à 40 %). On procède de même pour des membranes saines. Après clarification de 5 minutes à 2500 x g, la couche intermédiaire est recueillie, répartie en frac-

tions et congelée à - 70°C. Il faut noter l'importance de la température de manipulation (0, +4°C), la toxine étant extrêmement labile. Les souris reçoivent, par la voie intraveineuse, 0,5 ml du broyat précédent, l'effet toxique étant apprécié au bout de 18 heures.
Il est important de noter qu'il s'agit d'un "effet toxique", la toxine proprement dite n'ayant pas été isolée des corps élémentaires vivants.

2/ Propriétés immunologiques.

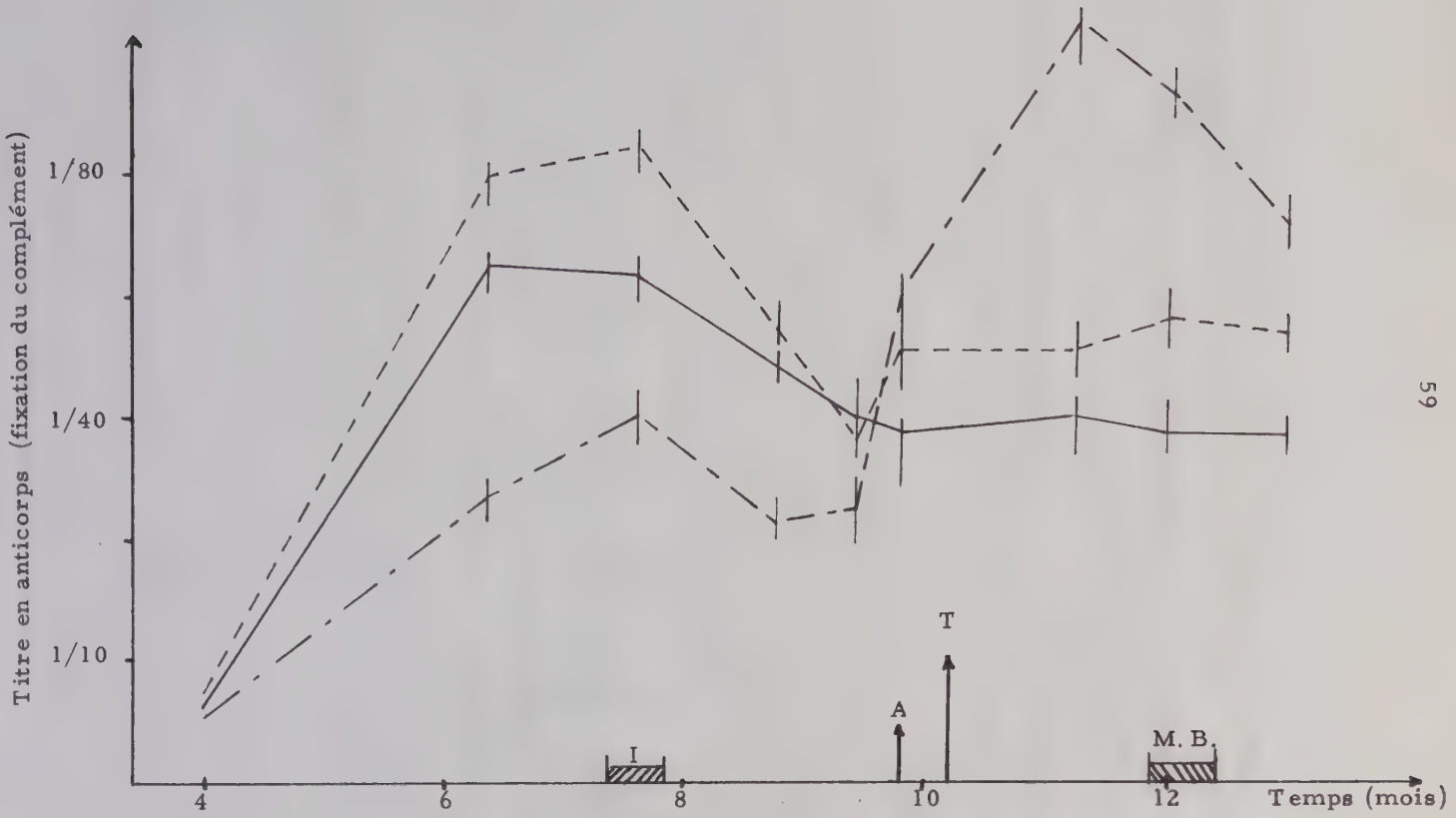
α Cinétique des anticorps : immunité humorale.

. Chez l'adulte : SAINT-AUBERT et ses collaborateurs [57] notent, suite à l'administration à la brebis de matériel infectieux. ou vaccinal cultivé sur œuf ou culture cellulaire, une augmentation régulière du taux des anticorps fixant le complément. Cependant, VOLLHART [73], au cours d'une enquête épidémiologique réalisée dans l'Hérault, constate après deux contrôles d'un même troupeau de chèvres faits à 5 mois d'intervalle, la disparition rapide des sensibilisatrices. En effet, lors des premières prises de sang pratiquées après constatation d'avortement, les résultats par fixation du complément à froid de type Kolmer ont donné 29 positives au 1/80 sur les 30 chèvres du troupeau. A la deuxième prise de sang, faite sur 55 chèvres (30 adultes et 25 chevrettes), il n'y eut que 12 positives pour 43 négatives. La sérologie n'est donc que transitoire avec passage de 96 % de positivité à 22 % en 5 mois. Il semble aussi [73, 12] que, parallèlement, les anticorps protecteurs disparaissent assez vite et il est courant de constater des avortements toutes les 2 gestations, survenant souvent chez les mêmes chèvres (contrairement à la brebis chez qui il est rare de constater plus d'un avortement). VOLLHART signale dans un autre troupeau du même département [74] la présence, à une certaine époque, de 85 % d'animaux positifs à la dilution de 1/20 et six

mois après, seulement 28 % de l'effectif positifs à la même dilution. Enfin, dans un troupeau de la région de Saint-Gervais/Mare (Hérault), il a été pratiqué 54 prises de sang le 20.03.1980, pour la recherche sérologique de chlamydiose ; les analyses, effectuées par le Laboratoire de la D.S.V. de l'Hérault, ont donné 5 animaux positifs (dont le bouc du troupeau) à la dilution au 1/80. Une deuxième prise de sang a été faite sur les 52 chèvres de ce même troupeau (comprenant toujours les 5 animaux réagissant lors de la première épreuve) le 22.05.1980, soit 2 mois après. Les résultats, cette fois, n'ont donné aucun animal positif. Il faut noter que, pendant la période de mise bas de ce même printemps, il n'y eut aucun avortement et que les chevreaux et les adultes n'ont pas souffert d'arthrite, de conjonctivite ou de pneumonie à l'exception d'une chèvre qui, malgré un traitement précoce avec association de tétracycline et chloramphénicol, est morte à la suite d'une pneumonie.

. Chez la femelle non gestante et le jeune : l'infection ne provoque pas directement une immunité, d'où l'impossibilité de détecter sérologiquement les porteurs latents. L'agent persiste dans l'organisme sous forme latente et devient actif seulement après que l'avortement a eu lieu.

Figure n°8 (cf. p. 59) : cinétique des anticorps fixant le complément sur des chevrettes dans un troupeau infecté [50] ou pour un animal "neuf" introduit dans un troupeau infecté. Après une régulière augmentation du taux des anticorps fixant le complément, on observe, au début de la gestation, un plateau suivi d'une chute dans les deux derniers mois de gestation pour atteindre un minimum, au moment des avortements, inférieur au 1/40. Par la suite, il y a une nouvelle augmentation du taux, mais seulement pour les chevrettes ayant avorté.



I : insémination des chevrettes.
T: test allergique.
A: 1er avortement - M. B. : mise bas.

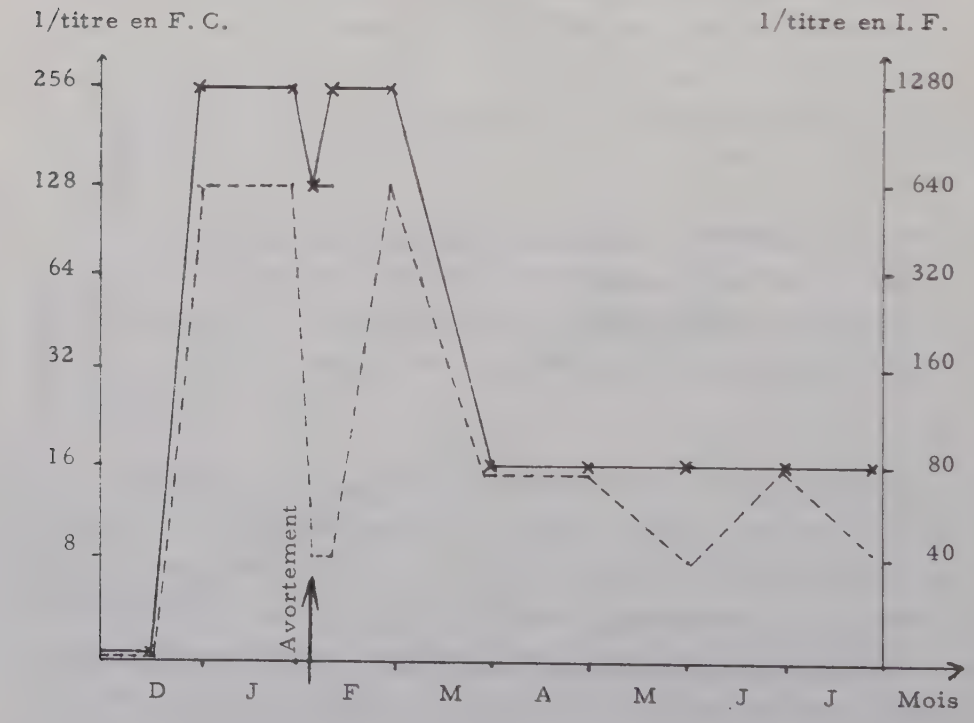
— — — chevrettes mettant bas normalement.
——— chevrettes vides.
— — — — chevrettes ayant avorté.

Fig. n° 8 : Evolution de la sérologie des chevrettes d'un troupeau infecté (27 chevrettes) [50].

De même les travaux réalisés par MILON (A.) et GERAL (M. F.) [41], portant sur une brebis infectée expérimentalement par voie orale d'une souche de Chlamydia psittaci var. ovis sur laquelle avait été pratiquée une série de prises de sang de 1 mois avant la mise bas jusqu'à 6 mois après, ont montré une chute des anticorps fixant le complément du 1/128 au 1/8. Cependant le taux des anticorps révélés par l'immunofluorescence restait stable et voisin de 1/1 280.

Fig. n°9 :

Courbes des anticorps fixant le complément par immunofluorescence après inoculation de Chlamydia psittaci var. ovis à une brebis gestante.



– – – – – : Titre obtenu par fixation du complément ;
×——× : Titre obtenu par immunofluorescence.

Les classes et sous-classes d'immunoglobulines ont des propriétés différentes chez les ruminants :

les Ig M sont des anticorps précoces, à potentiel immunologique multiple. Elles sont précipitantes et fixent le complément, donc entrent dans les réactions d'immunofluorescence.

Parmi les Ig G, seules les Ig G_1 sont capables de fixer le complément dont le taux, au moment de la mise bas, baisse de 16 fois (de 1/128 à 1/8).

Il existe chez la chèvre [42] et la brebis un transfert sélectif d'Ig G_1 d'origine sérique vers la mamelle, débutant une quinzaine de jours avant la mise-bas, se poursuivant jusqu'à la fin de la production colostrale. Ce transfert prépare la production de colostrum riche en immunoglobuline dont 70 % d'entre elles sont des Ig G_1 ; les Ig G_2 sériques restant,elles, à peu près constantes.

De plus, un autre phénomène interviendrait par libération d'antigène chlamydien dans l'organisme maternel, lors de la mise-bas et de la délivrance. Ceux-ci fixeraient spécifiquement les anticorps, entraînant une diminution du taux décelable dans le sérum.

Enfin, une réaction anamnestique, par stimulation antigénique, donnerait lieu à un rétablissement du taux d'anticorps fixant le complément dans un délai de 7 à 10 jours.

Des travaux sont encore nécessaires pour mieux comprendre ces variations sérologiques observées lors de l'évolution de la chlamydiose, maladie abortive,qui pourraient être liées aux modifications physiologiques de la réponse immunitaire maternelle au moment de la mise bas. Il semble d'autre part exister une réponse immunitaire, de type cellulaire, jouant un rôle important.

. Chez le jeune : chez le jeune chevreau naissant, avant la prise de colostrum, la sérologie est négative. Après la prise de colostrum d'une mère infectée, la sérologie devient positive pour diminuer en quelques mois [60]. Les mères immunisées transmettent des anticorps aux jeunes, par le colostrum, et la réaction de fixation du complément décèle ces anticorps dans le sérum pendant les 10 semaines suivant la naissance. Cependant, ces anticorps n'assurent pas de protection et les jeunes femelles,nées dans un troupeau infecté, s'infectent également avant ou après la naissance et hébergent la chlamydie jusqu'à la prochaine gestation.

z Immunité cellulaire.

Il semble que ce soit l'aspect le plus important de l'immunité dans la chlamydiose. Les lymphocytes T circulent dans tout l'organisme sous forme de petits lymphocytes. Lorsqu'ils entrent au contact d'un antigène fixé sur les cellules, un processus de réponse à médiation cellulaire s'engage et ils migrent vers le ganglion lymphatique le plus proche pour donner, après maturation, deux sortes de cellules :

- les cellules sensibles à l'antigène : possédant un site analogue à un site anticorps pour pouvoir réagir directement avec l'antigène ;
- les cellules mémoire à vie longue qui circulent pendant très longtemps dans l'organisme, qui peuvent également induire, chez un lymphocyte non informé, la même compétence immunologique.

Lorsque l'antigène pénètre dans l'organisme pour la seconde fois, son contact avec les lymphocytes informés pourra entraîner des accidents anamnestiques classiques. Le lymphocyte T, sensible à l'antigène, sécrète des médiateurs chimiques solubles ou lymphokinines.

Pour révèler cette immunité cellulaire, les deux tests les plus employés sont le test de transformation lymphoblastique et le test d'inhibition de la migration des leucocytes [56].

Le test de transformation lymphoblastique permet d'observer "in vitro" le phénomène se produisant "in vivo" sous l'action d'un antigène spécifique. Les lymphocytes, sensibilisés, vont se transformer en lymphoblastes au contact de l'antigène qui aura pénétré pour la deuxième fois dans l'organisme.
A partir de lymphocytes provenant de sang de mouton, on prépare 3 tubes de culture :

- lymphocytes + antigène spécifique
- " + P.H.A. : témoin positif (P.H.A. : substance stimulatrice non spécifique phytohémagglutinine.
- " + Hanks : témoin négatif)

Après 3 ou 4 jours de culture à 37°C, on établit, à partir d'un frottis provenant de chacun des tubes et après coloration au May Grünwald - Giemsa, le pourcentage de cellules transformées par rapport au nombre total de cellules.

Tableau n°18 :

Comparaison des résultats obtenus par fixation du complément et du pourcentage de transformation lymphoblastique [56]

	Pourcentage de transformation lymphoblastique	Taux sérique en fixation du complément
Brebis n'ayant pas été en contact avec le germe	3,5 %	-
Brebis ayant été en contact avec le germe	11,0 %	++ 1/40
"	14,5 %	++ 1/50

3°- Réceptivité et sensibilité.

Si, expérimentalement, la spécificité de Chlamydia psittaci n'est pas très accusée, il semble cependant que les infections naturelles ne se cantonnent qu'à une seule espèce, bien que Mc KERCHER, en 1964 [34], ait eu la preuve que les agents provoquant l'avortement chez la brebis et la vache soient identiques. Cependant, il a été remarque que dans les troupeaux mixtes (bovins, ovins) les avortements n'ont lieu que sur l'une des espèces, alors que les sérologies pratiquées sur l'autre restent négatives [2, 12].

FAYE [16] considère, en 1971, comme identiques les agents responsables de l'avortement chlamydien chez la chèvre et la brebis, à cause de la mise en évidence de parenté antigénique entre la souche AC 1 isolée chez une chèvre ayant avorté et les souches de "Rakéia ovis," responsables de l'avortement enzootique à "virus" de la brebis. Il existerait donc une relation épidémiologique entre les avortements de la brebis et de la chèvre, cette dernière pouvant parfaitement constituer un "réservoir de virus pour le troupeau ovin". En effet, en comparant les résultats d'analyse sanguine des enquêtes épidémiologiques pratiquées en France (cf. chapitre "Répartition de la chlamydiose en France"), on note une forte proportion de réactions positives à la chlamydiose pour les caprins se trouvant précisément dans une région d'élevage ovin où sévit la chlamydiose.

D'autre part, en 1972, en Afrique du Sud, on a identifié un grand nombre d'avortements prenant une allure enzootique chez la brebis. Quelque temps après cette épidémie, des Chlamydia ont été trouvées et isolées à partir des prélèvements faits sur des chèvres venant d'avorter [71]. FABRE [15] pense que la chèvre contracte

la maladie quand elle est en contact étroit avec des animaux malades. Enfin, en 1978, GIAUFFRET [27] considère qu'il n'y a pas lieu de différencier l'agent responsable de la chlamydiose caprine et celui de la chlamydiose ovine. Ainsi, dans un troupeau mixte comprenant 150 ovins et 100 caprins et pour lequel on remarquait chaque année des avortements sur une partie des primipares, il a été fait des prises de sang dont les résultats sont les suivants :

Tableau n° 19 :

Examen sérologique fait par le Laboratoire National de Pathologie des Petits Ruminants (Nice), le 29.05.78 (réf. 831 PR)

Sérums	Fixation du complément Chlamydiose	F.Q. 1/20	Séroagglutination Salmonella ovis	Immunofluorescence Toxoplasmose
Brebis				
06210/01	++ 1/40	-	Négative	Négative
06210/02	++++ 1/10	-	Négative	Négative
06210/03	- 1/10	-	Négative	Négative
06210/04	++ 1/20	-	Négative	15 u. i.
06210/05	++ 1/10	-	Négative	Négative
06210/06	++ 1/80	-	Suspecte	Négative
06210/07	++++ 1/10	-	Négative	60 u. i.
06210/08	++++ 1/10	-	Négative	Négative
06210/09	- 1/10	-	Négative	Négative
06210/10	- 1/10	-	Positive	Négative
Chèvres				
06110/11	- 1/10	-	Négative	Négative
06110/12	++ 1/20	-	Négative	Négative
06110/13	++ 1/320	-	Négative	Négative
06110/14	++++ 1/80	-	Négative	Négative
06110/15	++++ 1/40	-	Négative	Négative

Il est à noter qu'à la suite d'une vaccination anti-chlamydienne des jeunes gestantes ovines et caprines à l'aide d'un vaccin préparé à partir d'une souche ovine, il y eut un arrêt de tous les avortements.

Cependant, DURAND [11] remarque que, d'une part, on observe en général dans les troupeaux dans lesquels coexistent ovins, caprins et bovins des avortements chlamydiens sur une seule espèce et que, d'autre part, les sérologies effectuées sur les autres animaux des autres espèces restent négatives. En effet, par exemple chez Monsieur VERILHAC Gérard à Saint-Julien en Ardèche, il y eut,en 1976 et 1977, 30 % d'avortements chlamydiens avec mise en évidence de germes par coloration de Stamp (Laboratoire de la D.S.V. de Valence). Cependant, au cours de cette même période, il n'y eut aucun avortement chez les brebis "cohabitantes". Enfin, les résultats obtenus après vaccination des caprins suite à un épisode d'avortements chlamydiens, à l'aide d'un vaccin antichlamydien du commerce, préparé à partir d'une souche ovine, sont, très souvent, décevants alors que ceux obtenus à l'aide d'un vaccin d'origine caprine (étude sur le terrain de l'efficacité du vaccin 707 de Roger Bellon, DURAND-FILLET) sont bien meilleurs.

a. Influence de la race.

La race ne semble pas intervenir dans la sensibilité. On remarque seulement que la poitevine semble être la moins contaminée, en fonction de la répartition géographique de la maladie et de celle des différentes races caprines en France.

b. Influence du sexe.

La maladie atteint principalement les femelles gestantes, en se traduisant par une expression clinique bruyante ; le bouc ne faisant

qu'une infection généralement inapparente, pouvant être, après une épididymite unie ou bilatérale, rendu stérile (LE GUILLOU) [77].

c. Influence de l'âge.

Les animaux de tous âges peuvent être touchés par la maladie. Ce sont cependant surtout les chevrettes qui sont les plus atteintes, lors de leur première gestation ; on considère qu'elles ont de 2 à 3 fois plus de chances d'avorter que les pluripares. Il en est de même pour un animal nouvellement introduit dans un élevage où sévit la maladie. Contrairement aux brebis, il peut y avoir des avortements sur des femelles âgées ayant déjà fait l'objet d'avortements chlamydiens antérieurs.

Chez le jeune, on note, de façon plus fréquente que chez l'adulte, la présence d'arthrites ou de conjonctivites d'origine chlamydienne.

d. Influence du milieu et des conditions d'élevage.

Des maladies intercurrentes peuvent intervenir en diminuant les moyens de défense de l'organisme ; en particulier, chez le jeune, on isole ainsi dans les pneumopathies plusieurs germes associés aux Chlamydia.

e. Sensibilité humaine aux Chlamydia d'origine caprine.

Dans l'étude de SEIGNEURIN et de ses collaborateurs [60], portant sur l'analyse de 1 100 sérums de brebis et de chèvres du département des Hautes-Alpes, il ressort que 59 % environ des animaux testés ont une sérologie positive à la fièvre Q ou à la chlamydiose ; ce pourcentage étant à peine plus élevé chez les ovins que chez les caprins. SEIGNEURIN signale que cette forte proportion fait peser sur l'homme des risques de maladies très diverses : vasculaires, tératogènes, oculaires ou inapparentes.

Il faut noter [31] que dans certaines régions d'Afrique Centrale, où des avortements de chèvres sont très fréquents (pouvant atteindre 80 %), il n'y a que 3 ou 4 naissances pour 20 femmes enceintes.

Enfin, GIROUD [31] remarque que sur 100 avortements chez des femmes en France, en dehors de toutes causes hormonales ou traumatiques, il y a 25 réactions positives vis-à-vis des antigènes néo-rickettsiens, 6 sur l'antigène boutonneux, 3 sur Rickettsia et 1 sur la toxoplasmose.

Cependant, des enquêtes sérologiques ponctuelles, pratiquées chez l'homme, montrent que les anticorps anti-chlamydiens sont rares. Des prises de sang pratiquées sur des personnes particulièrement exposées à ce germe (Laboratoire de Monsieur DURAND dans lequel il y a des placentas, fœtus contaminés et nombreux œufs pour cultiver le germe) seule, une personne, a une sérologie positive à la chlamydiose ; ce qui semblerait indiquer que les Chlamydia animales ne passent pas facilement à l'homme. Les chlamydies peuvent, dans certaines conditions, contaminer l'enfant dont les symptômes cliniques sont ceux d'une pneumonie atypique à évolution mortelle [82].

4°- Transmission de l'infection.

a. Sources de contagion.

Les matières virulentes, constituées principalement du contenu de l'utérus gravide, seront disséminées lors de l'avortement [75]. Les eaux fœtales, le placenta, en particulier au niveau des calottes cotylédonnaires et le fœtus, sont souvent très riches en Chlamydia, entraînant une dissémination importante, d'autant plus que la libéra-

tion des matières virulentes lors de la vidange utérine peut durer de 30 à 60 jours.

. On trouve également des Chlamydia dans toutes les sécrétions, en particulier dans l'urine et le lait des chèvres avortées.

. Une autre source de contagion serait, selon FAYE [17], représentée par les animaux sauvages, petits rongeurs ou oiseaux (rapaces, corbeaux ou pies) qui pourraient servir de réservoir pour les mammifères domestiques et l'homme. De même, la chèvre pourrait parfaitement constituer "un réservoir de virus" pour le troupeau ovin (FAYE) [16] ou peut-être réciproquement. Le chien de berger, en mangeant des placentas infectés, joue un rôle de réservoir temporaire de germe.

b. Résistance du germe.

STORZ [63] estime que, dans les conditions naturelles, Chlamydia psittaci est peu résistante. Il considère qu'une suspension purifiée perd toute activité en 8 heures. Pour d'autres, la durée de conservation serait plus longue : de 2 à 3 jours dans les eaux fœtales et d'environ 5 jours dans les enveloppes. Le germe est détruit en 1 semaine par dessication. On considère qu'au pâturage l'action des ultra-violets assure une destruction en 6 mois.

Au laboratoire, la durée de survie dans les tissus infectés varie beaucoup en fonction de la température :

- en 5 minutes à 56°C, les Chlamydia sont inactivées ;
- à + 4°C, la survie dans un placenta infecté ne dépasse pas une semaine ;
- seules les très basses températures, dans l'azote liquide par exemple, permettent une conservation de très longue durée (température : - 196°C) ;

- à 37°C, l'aldéhyde formique à 3 % inactive les Chlamydia.

Les Chlamydia résistent mal à la lyophylisation. Cependant, elles ont une excellente résistance aux ultra-sons : en 15 minutes, on observe la rupture de 80 % de la membrane des corps élémentaires, alors que pratiquement aucune bactérie n'aurait résisté.

Les Chlamydia sont sensibles aux antibiotiques, tout particulièrement aux tétracyclines (à cause de leur activité réelle sur les Chlamydia et de leur grande diffusion dans les tissus, pouvant atteindre les Chlamydia en position intracellulaire) ainsi qu'au chloramphénicol et à la tylosine (PULLARD, 1962).

c. Mode de transmission et voies de pénétration.

La transmission se fait généralement de façon directe. Contrairement aux rickettsiales pour lesquelles la présence d'un hôte intermédiaire est souvent obligatoire.

Pour DURAND [11], la contamination se fait principalement par voie digestive, à partir d'aliments ou d'eaux souillés par un avorton, des enveloppes, urines ou fécès d'animaux atteints, mais aussi par voie oculaire et respiratoire. Il est possible, mais de façon très rare, que la contamination se fasse par voie vénérienne, par suite de deux saillies successives, le bouc ne jouant qu'un rôle de vecteur passif.

Après l'étude de ce germe, on peut se demander si celui-ci est une chlamydie spécialement caprine, ou une souche de chlamydia psittaci variété ovis qui s'adapte à la chèvre ayant alors, elle-même, une réaction immunologique légèrement différente.

L'étude des Chlamydia isolées à partir du placenta de chèvres avortées et la comparaison avec les Chlamydia d'origine ovine, ne permettent pas, à l'heure actuelle, de noter de différence majeure. En effet, les compositions biochimiques et polypeptidiques sont identiques. La culture de ces germes se fait dans les mêmes conditions et sur le même matériel. Cependant, une différence notée par RUSSO [55] sur la taille inférieure des plages de destruction en culture cellulaire peut faire penser qu'une meilleure connaissance de ces germes pourra faire entrevoir d'autres différences.

L'étude du pouvoir pathogène sur l'œuf ou sur le fœtus de la souris gestante se révèle semblable.

Enfin, bien que la structure antigénique semble, à l'heure actuelle, la même, les réactions immunitaires humorales ne sont pas identiques. En effet, d'une part la diminution des anticorps fixant le complément est plus rapide chez les caprins et d'autre part, DURAND [11] signale,dans les troupeaux mixtes, des avortements survenant sur une espèce alors que pour l'autre les réactions sérologiques restent négatives.

-:-:-:-:-

Chapitre IV

PATHOGENIE

-:-:-

GIROUD en 1957, PAYNE et BELYAVIN en 1960 puis DJUVROV et HRISTOSKOVA en 1973 ont démontré qu'après inoculation par voie intra-péritonéale de Chlamydia ovis, se produisaient des avortements chez la ratte ou la femelle cobaye gestante. Ces espèces pourraient, par conséquent, servir de modèle dans l'étude de cette infection. RODOLAKIS [51] a trouvé plus intéressant d'utiliser la souris, plutôt que les espèces précédentes, comme matériel de laboratoire, pour des raisons de commodités expérimentales, en particulier la maîtrise de la reproduction. La souris est classiquement utilisée comme animal d'expérience dans les rickettsioses et les chlamydioses, inoculée par voie intra-nasale.

Pour RODOLAKIS, il est possible de reproduire,sur la souris gestante des symptômes comparables à ceux de la brebis infectée naturellement, à condition d'utiliser, par voie intrapéritonéale, une souche virulente de Chlamydia ovis adaptée à la souris : l'inoculation de la suspension 1 354, à la dilution de 10^{-2}, en fin de gestation, entraîne un avortement en 4 à 6 jours, suivi d'un rétablissement rapide de la mère. En effet, la gravité de la maladie est fonction de la dilution utilisée et, dans le but d'obtenir, comme chez la brebis et la chèvre, un avortement qui ne soit pas suivi de la mort des animaux, les souris ont été inoculées en fin de gestation (12 à 16 jours après l'accouplement) avec différentes dilutions d'une suspension virulente.

A la dilution de 10^{-2}, les souris ont un poil hérissé et l'air amorphe. Elles continuent à grossir. Toutes survivent et, sur 8 souris gestantes, il y a 7 avortements pour 1 seule mise-bas normale. Avec la même suspension, mais à une dilution de 10^{-3}, il n'y a que 2 avortements sur 10 mises-bas. Les Chlamydia peuvent être réisolées à partir des avortons. Les lésions macroscopiques obtenues sur les souriceaux sont semblables à celles observées par STORZ et GIROUD sur les fœtus et la brebis. Il faut remarquer que Chlamydia ovis, inoculée par voie intra-nasale, induit une pneumonie caractéristique entraînant la mort d'une partie des souris inoculées. Il semble donc que les mécanismes impliqués dans le déroulement de l'infection soient fort différents de ceux qui conduisent à l'avortement de la brebis ou de la chèvre.

Pour DURAND [11], qu'il s'agisse d'avortements naturels ou expérimentaux, il semble que le mécanisme d'action soit le même. L'infection débute par une hyperthermie durant 48 heures environ, sans symptômes particuliers. La sérologie devient positive dans la semaine qui suit cette contamination. Les Chlamydia ne se retrouvent que dans l'utérus où elles se développent de façon autonome. Les lésions placentaires apparaissent et celles-ci entraînent l'expulsion prématurée du fœtus mort ou vivant dans un délai de 50 à 140 jours, d'après STORZ. La présence d'un mucus marron exsudé en grande quantité forme une couche entre les parties maternelle et fœtale du placenta au niveau des cotylédons, réalisant une véritable barrière placentaire inhibant les échanges respiratoires et nutritifs entre la mère et le fœtus et aboutissant à l'asphyxie progressive de celui-ci.

STUDDERT [67] émet également l'hypothèse d'une expulsion immunologique du fœtus par la mère qui réagirait contre cette muco-

protéine étrangère.

Enfin, STORZ [65] pose la question du rôle des hormones fœtales dans le maintien jusqu'à son terme de la gestation. L'auteur pense que le fœtus chlamydien aurait une production réduite de ces hormones, ce qui empêcherait la femelle gravide d'atteindre son terme. Cependant, pour l'instant, le mécanisme d'expulsion du fœtus n'est toujours pas expliqué.

En résumé, on peut dire que tout se passe comme si la chlamydiose abortive était une maladie des membranes fœtales plutôt qu'une maladie de la chèvre. L'infection, avant la gestation, ne produit aucun symptôme et pratiquement aucune réaction sérologique ; mais, lors de la gestation, les Chlamydia se localisent à l'appareil génital et provoquent une placentite (et non une septicémie fœtale) responsable de la mort du fœtus, entraînant de ce fait un avortement suivi d'une réponse immunitaire. On peut penser que cette placentite chlamydienne a des retentissements et des conséquences cliniques légèrement différents de ceux observés chez la brebis. En effet, chez cette espèce, la placentation est de type syndesmochorial alors que, chez la brebis, elle est épithéliochoriale.

-:-:-:-:-

Chapitre V

ETUDE CLINIQUE

-:-:-

Chez les caprins, comme chez les ovins ou les bovins, le symptôme majeur de la chlamydiose est l'avortement, survenant au sein du troupeau dont l'expression clinique bruyante ne peut passer inaperçue. Il faut cependant considérer que l'infection à Chlamydia, comme chez de nombreuses autres espèces, peut revêtir des formes cliniques d'expression variée.

I. CHEZ LES ADULTES

Il s'agit principalement d'une atteinte des organes génitaux.

1°- Chez la femelle gravide.

C'est chez la chèvre gravide que les symptômes de la chlamydiose sont les plus évidents puisqu'ils se traduisent par un avortement.

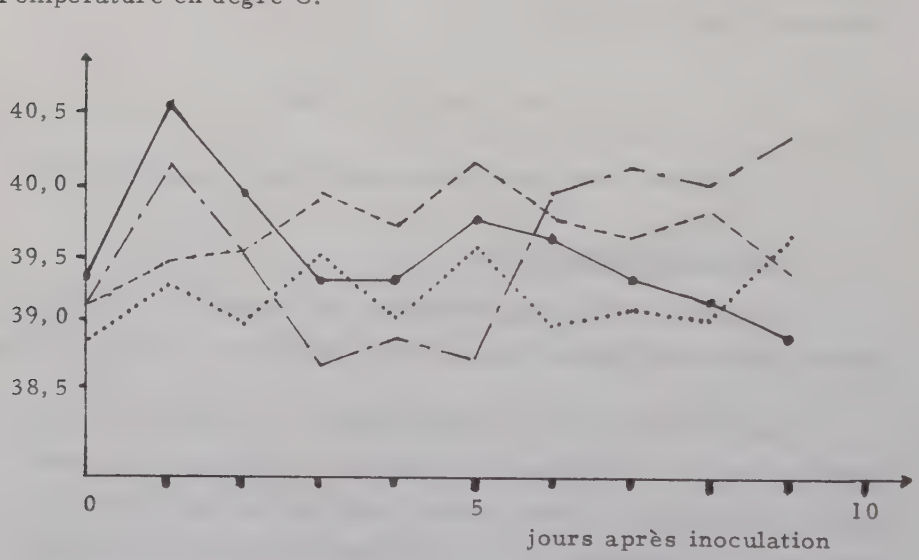
Expérimentalement, Mc KERCHER [35] montre que l'inoculation est suivie, un ou deux jours plus tard, d'une hyperthermie qui dure de 24 à 48 heures. Par la suite, tout rentre dans l'ordre et ce n'est que 4 à 8 semaines plus tard qu'apparaissent les avortements (en moyenne 50 jours après l'inoculation).

Les avortements sont semblables à ceux observés chez la brebis en pareil cas (SCHUTTE et BOSMAW, 1972 - SCHUTTE et PIENARD, 1974) et apparaissent généralement sans signes précur-

seurs ; dans certains cas, on note une baisse de l'appétit et de discrets écoulements vulvaires. Contrairement à la brebis, il est difficile d'établir d'une manière précoce la mort du fœtus in utero et son autolyse, étant donné que le pourcentage de femelles sèches est assez élevé (surtout après les premières saillies), le rejet du fœtus passant alors inaperçu ; la chèvre non gravide est éliminée pour cause de stérilité.

Fig. n°10 :

Courbes thermiques de 4 brebis inoculées
(RUSSO : Etude d'un agent de l'ordre des chlamydiales) [56]



Certains éleveurs "avertis" attribuent les avortements tardifs à la chlamydiose, d'autres pensent que l'interruption de la gestation serait précoce,vers la mi-gestation [16]. Enfin, VOLLHART et de nombreux auteurs [73] pensent que l'avortement chlamydien peut survenir à tous les stades de la gestation, avec cependant une atteinte

plus grave de la mère quand celui-ci est précoce. TONDER [71] observe des avortements en fin de gestation ou des accouchements à terme de chevreaux chétifs, mourant au cours de la première semaine de leur vie. Enfin ROYAL [82] signale que 17 % des caprins avortent de chlamydiose dans les 15 jours précédant le terme.

Tableau n° 20 :

Date d'apparition de l'avortement
(YALSIN et GANE) [75]

Temps de gestation	Nombre	Pourcentage par rapport au nombre d'avortements	Pourcentage par rapport au nombre de mises -bas
86 jours	2	3,1 %	1,4 %
4e mois	21	32,8 %	14,9 %
5e mois	40	62,5 %	28,3 %
Mise bas à terme avec chevreau mort	1	1,5 %	0,7 %

LE GUILLOU [77] pense que les chevreaux meurent dans l'utérus de la mère 10 à 15 jours avant l'avortement ; les chevreaux sont souvent momifiés contrairement à ce que l'on peut observer chez la brebis. En effet, de nombreux auteurs pensent que la mort des chevreaux est due à une placentite et non à une septicémie fœtale [78].

La chèvre présente une inappétence et un arrêt de la rumination ; elle se prépare difficilement au part, le col se dilate lentement et généralement de façon insuffisante. On note souvent une mauvaise présentation du fœtus mort. L'expulsion de celui-ci est suivie de pertes de teinte brun-chocolat, inodores et muco-purulentes, persistant quelques jours.

a. Les lésions.

1/ De la mère.

Elles sont peu importantes et généralement temporaires. Les seules modifications observées par LINCOLN [76] portaient sur une hypertrophie des ganglions iliaques résultant d'un processus inflammatoire sur l'utérus gravide ; celui-ci présentant une endométrite avec infiltration leucocytaire.

2/ Du placenta.

On note la présence d'altérations inflammatoires et vasculaires plus ou moins étendues sur le placenta mais qui ne sont pas caractéristiques. Les cotylédons sont soit épaissis, de couleur rouge sombre ou bien nécrosés et de couleur gris sale. En surface et à la périphérie de ces cotylédons, de façon inconstante, il y a un exsudat pouvant être abondant, épais (riche en Chlamydia), de couleur brun-chocolat, comparable à la crème de marrons, provenant de la dégradation in situ de l'hémoglobine du sang, due au stade hémorragique de l'inflammation locale. Les cotylédons, de consistance modifiée sont, s'il n'y a pas de complications septiques, le plus souvent plus fermes que la normale. Le chorion intercotylédonnaire est épaissi par plages irrégulières. Les lésions histologiques, décrites par NOVILLA [85] consistent en une nécrose épithéliale sur tout le placenta, une leucocytose, une nécrose mésenchymateuse, un œdème au niveau des villosités ainsi que des inclusions chlamydiennes généralisées.

3/ Du fœtus.

Les avortons présentent des lésions d'anoxie, avec des œdèmes hémorragiques du tissu conjonctif sous-cutané. Les grandes cavités contiennent des épanchements séro-sanguinolents donnant au fœtus un abdomen ballonné. Les reins et le cœur présentent des pétéchies

Les ganglions lymphatiques sont œdémateux, Il existe, au niveau des divers organes, des modifications histologiques. Selon KENNEDY [84] les réactions tissulaires du fœtus paraissent être propres à une infection chlamydienne intra-utérine qui a provoqué une maladie chronique du fœtus.

b. Conséquences de l'avortement.

S'il a lieu en fin de gestation, si la mort du produit est récente et si le placenta est expulsé dans un délai normal, les mères guérissent très vite après avoir présenté pendant quelques jours un écoulement lochial inodore, de teinte brun-chocolat, correspondant à un exsudat péricotylédonnaire ; dans ces circonstances, il n'y a pas, en général, de complications et la fertilité des chèvres n'est pas affectée (elles sont le plus souvent fécondées au cours des premières chaleurs suivant l'avortement).

Si, au contraire, celui-ci se produit alors que le ou les produits sont morts depuis plusieurs semaines ou au courant de la première moitié de gestation [14] , l'état de santé de la chèvre peut être très altéré par l'apparition de métrite. Contrairement à la brebis, on observe souvent chez la chèvre une rétention placentaire, si aucun traitement n'est pratiqué, des complications de métrite aiguë, dont l'évolution peut entraîner la mort de l'animal ou une stérilité temporaire ou définitive.

BLONDEAU [4] signale que la montée du lait se fait progressivement quand l'avortement a lieu dans la dernière quinzaine de gestation puis atteint une production normale. En élevage caprin, la principale perte économique est celle du cabri.

Après une période pendant laquelle surviennent de nombreux avortements au sein d'un troupeau (pouvant atteindre 100 % de l'effectif) [24], l'évolution de la maladie devient chronique dans l'élevage et ce sont surtout les jeunes femelles ou les animaux récemment introduits, donc non immunisés, qui paient le plus lourd tribut aux avortements. Cependant, il est courant de constater [73] que toutes les deux gestations et souvent sur la même chèvre, réapparaissent des avortements. Comme chez la chèvre, les sensibilisatrices disparaissent assez rapidement après une infection aiguë, on peut penser que parallèlement, les anticorps protecteurs ont, eux-aussi, une courte durée de vie, expliquant cette cyclicité bi-annuelle.

2°- Chez le mâle.

On note chez le bouc l'apparition d'orchite qui peut, dans certains cas, être accompagnée d'hyperthermie. Les lésions peuvent être sévères ; le testicule présente des nodules jaunâtres disséminés. Du point de vue microscopique, ces nodules sont formés de cellules géantes, de cellules épithéliales et parfois d'infiltration de neutrophiles.

Les études expérimentales de STORZ [64] montrent, qu'après inoculation au bélier les Chlamydia sont retrouvées dans la semence pendant 22 à 29 jours et après abattage des animaux, dans l'épididyme, le testicule et les glandes accessoires. Pour le diagnostic, il faut préciser que le plasma séminal ne fixait pas le complément.

Les conséquences de cette chlamydiose génitale du mâle sont graves car, dans les cas d'orchite double la perte de la qualité de la semence est irrémédiable. Dans les orchites simples, la production est assurée par le testicule demeuré sain. Cependant LE GUILLOU

[77] signale que l'année suivant l'apparition d'avortements chlamydiens dans un troupeau de chèvres, le bouc est rendu stérile par l'infection alors qu'il n'est pas mentionné de symptômes d'orchite.

II. CHEZ LE CHEVREAU

Le rapport entre "l'avortement enzootique" et la mortalité périnatale a souvent été mis en évidence, en particulier par SCHUTTE et BOSMAN (1972), SCHUTTE (1973) et SCHUTTE et PIENAAR (1974), suite à des vagues d'avortements survenant chez la chèvre angora en Afrique du Sud. TONDER [71] explique cette forte mortalité chez le jeune par la multiplicité des manifestations cliniques de l'infection. TONDER [71] note, en 1973, lors de l'apparition de l'avortement enzootique de ces chèvres angora, la présence de contractions cloniques rythmiques, de torticolis ou de paralysie du train postérieur, chez des chevreaux ayant soit une taille normale ou inférieure à la normale.

La symptômatologie observée en France ces dernières années, de la chlamydiose chez le chevreau,se limite essentiellement à quelques cas d'arthrite et de kératoconjonctivite. YALCIN et GANE [75] ont noté, dans une coopérative d'élevage caprin où sévit la chlamydiose, que 10 % des chevreaux étaient atteints par ces maladies. BLONDEAU [4] signale que les cas d'arthrite peuvent atteindre au maximum 15 % de l'effectif total.

1°- Les arthrites.

Une ou plusieurs articulations peuvent être atteintes chez le même animal. En effet, après contamination chlamydienne, avec multiplication du germe au niveau d'organes tels que la rate ou le foie, il

y a dissémination sanguine des germes (ou "chlamydémie") suivie d'une focalisation au niveau d'une ou plusieurs articulations dans lesquelles persiste l'infection avec multiplication du germe. Les signes cliniques sont ceux d'une arthrite close à évolution chronique : les articulations ne sont pas plus grosses ou plus chaudes que la normale, mais empâtées et légèrement douloureuses à la palpation. L'animal reste souvent couché avec une baisse importante de l'appétit entraînant assez rapidement un amaigrissement. Au début de l'évolution, le liquide synovial est teinté de sang, par la suite il y a formation d'un exsudat fibrineux coagulé qui recouvre la plus grande partie des surfaces articulaires. A la fin de l'évolution, les articulations ont tendance à gonfler progressivement à cause d'une fibrose périarticulaire. Cependant, il ne se forme jamais de fistule. Lorsqu'une seule articulation est atteinte, la guérison est de règle avec récupération totale de la mobilité du membre atteint. Seuls les animaux affectés de polyarthrites restent souvent des non-valeurs économiques.

2°- Les kératoconjonctivites.

Cette affection se présente sous un aspect épizootique pouvant, dans certaines conditions, atteindre de nombreux jeunes. Sur un certain nombre d'entre eux, il est également possible de constater la présence d'arthrite. En général, les lésions de conjonctivite folliculaire avec écoulement séro-purulent, souvent bilatérales, ne présentent pas de gravité. En effet, la guérison spontanée a souvent lieu.

Il faut cependant signaler la présence de kératoconjonctivite (ou ophtalmie contagieuse) [71] d'origine rickettsienne (Rickettsia conjonctivae), décrite en Afrique, au Nigeria [44], au Soudan et en Afrique du Sud [71] et atteignant principalement les caprins mais aussi les ovins. Cette affection contagieuse, d'apparition brutale au

sein du troupeau, dont la morbidité peut atteindre 50 % de l'effectif, les adultes plus gravement atteints que les jeunes, présentent de la photophobie avec écoulement de chassie purulente suivie d'une opacification de la cornée.

3°- Les troubles nerveux.

SAVEY [78] signale la présence d'encéphalites chlamydiennes et TONDER [71] la présence de contractions choréiformes.

4°- Les pneumonies.

STORZ [63] signale que le rôle étiologique des Chlamydia dans les pneumonies a été démontré par isolement de l'agent responsable et la reproduction expérimentale de la maladie chez le mouton (Mc KERCHER, 1952 - DUNGONORTH et GORMY, 1962) et chez la chèvre (OMORS, 1953, ISHII, 1954). Cependant, contrairement à ce que l'on observe chez les agneaux nés dans un troupeau chlamydien, il n'existe que très peu de cas de pneumonie chlamydienne chez le chevreau [4]. (Plusieurs germes étant associés aux Chlamydia). VOLLHART [74] a constaté, l'année suivant l'apparition d'avortement chlamydien dans des troupeaux, la présence de pneumopathies sur les animaux adultes avec atteinte, de façon préférentielle, des boucs.

-:-:-:-

Chapitre VI

DIAGNOSTIC

-:-

Il serait tout à fait illusoire de penser pouvoir établir un diagnostic de chlamydiose caprine à partir de la clinique et de l'épidémiologie. MARTY [77] signale à la commission S.N.G.T.V. caprine, en mai 1979, que les signes cliniques ne sont d'aucun secours. Il faut donc, devant des avortements en série, faire des recherches de laboratoire, en considérant les différentes étiologies abortives : infectieuses (recherche de brucellose, de fièvre Q), parasitaires (toxoplasmose) alimentaires ou enfin hormonales.

I. DIAGNOSTIC EXPERIMENTAL

1°- Les prélèvements.

Ils devront être de deux types, dans le but de faire des recherches directes et indirectes.

Pour la recherche de l'agent infectieux, il faut faire parvenir au laboratoire le ou les avortons entiers, accompagnés des enveloppes fœtales, puisque les microbes peuvent très bien ne se trouver que dans un seul prélèvement. En effet, les germes peuvent se développer lentement au niveau de l'espace utéro-chorial, entravant les échanges entre la mère et son fœtus. Dans d'autres circonstances, les germes perforent les vaisseaux de l'allantochorion ou du placenta et gagnent, par l'intermédiaire du sang ou du liquide amniotique, le fœtus qui,

dépourvu de défenses immunologiques, succombera à une septicémie rapide et sera expulsé quelque temps après.

Les prélèvements devront être pratiqués dans de bonnes conditions, le plus rapidement possible après l'avortement et, par précaution, les manipulations du fœtus et du placenta devront être effectuées avec des gants. Il faudra accompagner les prélèvements d'une fiche de commémoratifs : renseignements concernant,d'une part la chèvre ayant avorté et d'autre part relatifs à la pathologie génitale et extra-génitale rencontrée dans le troupeau, ainsi que la conduite de celui-ci.

L'expédition : le fœtus frais, non congelé, et ses enveloppes, seront emballés dans un sac étanche et l'ensemble inclus dans une boîte isotherme, également étanche,et contenant des sachets de glace ayant pour but de limiter la multiplication des germes de contamination risquant de fausser les résultats et un absorbant tel que la sciure ou le coton cardé. Il est préférable de transporter le colis dans les plus brefs délais, soit par l'intermédiaire du propriétaire, soit par la poste, avec la mention "distribution par un porteur spécial" pour qu'il arrive à destination en moins de 24 heures. Dans ce dernier cas, la règlementation postale en matière d'expédition de prélèvements biologiques sera respectée.

Réglementation postale en matière d'expéditions de prélèvements biologiques :

- les prélèvements et cultures doivent être insérés dans un flacon en verre ou en matière plastique "Codex" épais, bouché et cacheté à la cire, ou dans un tube scellé;
- le flacon est placé dans un tube métallique ou plastique résistant, muni d'un couvercle emboîtant ;

- le tube est enfermé dans un coffret en bois garni d'un bourrage de coton imprégné d'un produit antiseptique ;
- l'envoi doit porter du côté de l'adresse la mention apparente : "Matières destinées à un examen bactériologique" ou "Cultures microbiennes".

Les prélèvements solides doivent être insérés dans un récipient hermétiquement fermé, ce récipient placé dans une boîte en bois ou métal très résistant, bourré de matière spongieuse.

Je vous demande également de souligner le fait que l'Administration des Postes entend faire une stricte application, à l'encontre des contrevenants, des dispositions réglementaires, en particulier de l'article R5 du Code des P.T.T. (amendes de 1 000 à 10 800 F).

Le Directeur de la Qualité : Edouard MATHIEU.

Pour la recherche indirecte, il faut faire parvenir deux prélèvements de 20 ml de sang chacun, récoltés dans un tube stérile en verre ; l'un fait au moment de l'avortement et l'autre trois semaines plus tard, afin de mettre en évidence la cinétique des anticorps.

2°- Mise en évidence du germe.

a. Diagnostic expérimental direct.

C'est à partir d'un cotylédon (ou à défaut d'un écouvillonnage vaginal), du contenu stomacal de l'avorton que sont effectués deux frottis qui seront colorés par les techniques de Köster et Stamp.

RODOLAKIS [53] signale la coloration à l'acridine orange, les chlamydies apparaissant sous forme de taches oranges.

On ne peut actuellement pas faire la distinction entre les chlamydies abortives et celles d'origine intestinale.

b. Diagnostic expérimental indirect.

1/ L'ovoculture.

C'est une méthode décrite par FAYE [16]. Après raclage de plusieurs cotylédons d'un placenta d'une chevrette primipare ayant avorté au 3e mois de gestation, la muqueuse de ceux-ci est broyée en sable au mortier et additionnée d'une solution de Hanks avec des antibiotiques (pénicilline 200 u/ml, streptomycine 50 µg/ml d'antifongique (mycostatine). Cette suspension est soumise à une centrifugation à 2 500 g, pendant 45 minutes à 4°C. Le surnageant est recueilli à la pipette et entreposé à +4°C. 0,3 ml de celui-ci est inoculé aux dilutions de 1/1 et 1/10 dans le sac vitellin d'œufs de poules embryonnés de 7 jours.

Résultats : en cas d'infection chlamydienne, l'ovoculture montre, dès le premier passage, un résultat nettement positif ; la mortalité embryonnaire est de 100 % au 12e jour après l'inoculation ; lors du 2e passage, tous les embryons sont morts au 9e jour qui suit l'inoculation ; enfin, au 3e passage, on note 100 % de mortalité au 4e jour. Les lésions macroscopiques de l'œuf sont importantes ; on note un épaississement, avec îlots de nécrose, de la membrane vitelline. Le vitellus et le blanc prennent un aspect gélatineux.

RODOLAKIS [51] a utilisé des œufs de poule issus d'une souche de volaille PA 12 (S. P. F.). L'inoculation se fait avec 0,2 ml de suspension dans le sac vitellin de ces œufs embryonnés âgés de 5 à 8 jours. La concentration de Chlamydia dans la membrane vitelline est estimée, soit directement à partir d'un fragment de membrane coloré par la méthode de Stamp et examiné au microscope, soit par détermination de la dose létale.

Enfin, RODOLAKIS [50] signale que le diagnostic, par cette méthode, est le plus sûr mais cependant, long, coûteux, difficile à réaliser. Il faut également partir d'un prélèvement très propre car les Chlamydia sont des micro-organismes fragiles dont la culture est difficile.

2/ Inoculation à la souris.

Sur des souris de race C.D.I. Charles Rivers, inoculées par voie intrapéritonéale après un jeûne de 18 heures, avec 0,2 ml d'une suspension de Chlamydia (préparée par passage sur souris d'un mélange de membranes vitellines) à différentes dilutions, les travaux de RODOLAKIS [51] montrent que lorsque l'inoculation est pratiquée en début de gestation, l'auteur observe une forte hémorragie génitale qu'il considère comme un avortement précoce. Si l'inoculation est effectuée entre 12 et 16 jours de gestation, les souris avortent en 4 à 6 jours et la plupart d'entre elles meurent en 1 à 2 jours.

L'isolement par passage sur poumon de souris peut être fait par inoculation, par voie intratrachéale. Cependant, cette méthode a le défaut de pouvoir déclencher par un stress d'inoculation, l'apparition d'une pneumonie à Chlamydia spécifiquement murine, suivie d'un avortement.

3/ Isolement sur culture cellulaire.

RODOLAKIS [50] a cherché à améliorer cette technique de diagnostic et signale que le contenu stomacal de l'avorton est le prélèvement de choix. Cependant, il est possible d'utiliser également le foie, la rate, le poumon ainsi que l'écouvillon vaginal prélevé dans les 24 à 48 heures qui suivent l'avortement. L'écouvillon doit être rapidement plongé dans du tampon phosphate ; la solution obtenue est utilisée pour

l'isolement sur culture de cellules, suivant la technique des plages de lyse (RODOLAKIS et CHANCERELLE, 1977). Cette méthode est plus sensible que la culture sur œufs embryonnés,car elle supprime les examens microscopiques parfois difficilement interprétables, mais elle reste longue (2 à 3 semaines).

3°- Diagnostic allergique.

Chez l'homme, les tests allergiques sont généralement utilisés pour diagnostiquer les infections à Chlamydia (test de Frei). FAYE a montré qu'il était possible de provoquer des réactions d'hypersensibilité retardée chez le cobaye, par injection d'un antigène adjuvé, préparé avec Chlamydia ovis.

RODOLAKIS [52] a recherché la possibilité d'utiliser les tests allergiques cutanés pour le diagnostic de la chlamydiose abortive de la chèvre. Une expérimentation a porté sur 177 caprins appartenant à 4 troupeaux, dont l'un de 118 chèvres et 3 boucs de race Saanen,étant atteints de chlamydiose abortive aiguë (20 chevrettes sur 22 avaient avorté au cours de la dernière gestation). L'intradermo-réaction fut réalisée sur la face latérale de l'encolure, par inoculation de 100 µg de Chlamydia entières, purifiées et cultivées soit sur des cellules de Coy ou sur membrane vitelline d'œuf embryonné, avec pour chacune des méthodes la préparation d'un allergène témoin afin de pouvoir évaluer la part du rôle des impuretés,provenant de l'œuf, dans les réactions d'hypersensibilité retardée (mise en cause par EDLINGER en 1976). Les 100µg d'allergène, dissous dans 0,1 ml d'eau physiologique apyrogène, sont inoculés par voie intradermique (seule la face latérale de l'encolure a été utilisée comme lieu d'injection), après avoir pris la précaution de repérer la région en coupant les poils.

La lecture a été faite 72 heures après l'inoculation, d'une part par une note clinique allant de 0 à 4 correspondant à l'intensité de la réaction appréciée à l'oeil (rougeur de la peau chez les chèvres à peau blanche de race Saanen) et au toucher et, d'autre part en mesurant au pied à coulisse l'épaisseur du pli cutané. L'intensité de la réaction étant appréciée par 3 lecteurs, la réponse est considérée comme positive quand la moyenne des notes est supérieure à 1, négative quand elle est inférieure à 0,5. (cf. fig. n°11).

Les prélèvements de sang sont récoltés sur chaque animal au moment de l'inoculation de l'allergène ; le titrage des anticorps fixant le complément est réalisé suivant une micro-méthode, type Kolmer à froid, avec utilisation de l'antigène Roger Bellon. Le sérum est considéré comme positif quand il fixe le complément jusqu'à une dilution supérieure ou égale au 1/80 ; il est considéré comme négatif quand le complément est fixé à une dilution inférieure ou égale au 1/10 et comme douteux pour une dilution au 1/40. (cf. tableau n°21).

Du fait de la différence entre le nombre total de réponses allergiques et sérologiques dans le troupeau n°1, à cause des animaux inoculés avec l'allergène témoin, il semble intéressant de noter la différence entre le pourcentage des résultats trouvés.

Comme pour le diagnostic de la brucellose bovine, il faut un délai de 72 heures entre l'inoculation de l'allergène et la lecture de la réaction. En effet, les réactions les plus faibles peuvent disparaître au bout de 96 heures et ne pas être encore visibles 48 heures après l'inoculation. Les résultats de cette expérimentation, portant sur 118 chèvres, montrent que 25 sont positifs et 30 douteux par les méthodes sérologiques, alors que 45 sont positifs et 16 douteux par le test d'hy-

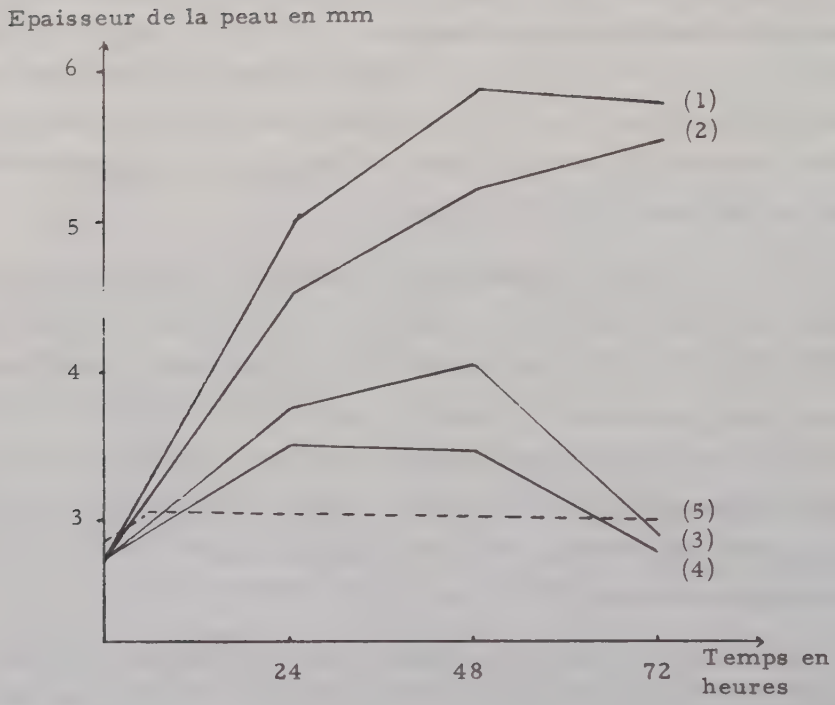


Fig. n°11 :

Moyenne des mesures effectuées sur les animaux d'un troupeau atteint de chlamydiose abortive, ayant reçu de l'allergène.

(1) Chlamydia cultivées sur cellules.

(2) " " " œufs.

(3) Allergène témoin œuf.

(4) " " cellule.

et (5) Animaux d'un troupeau indemne de chlamydiose abortive ayant reçu de l'allergène Chlamydia cultivé sur cellule.

Tableau n° 21 :

Répartition par troupeau des réponses allergiques et sérologiques

Répartition des animaux dans chaque troupeau	Négatives H.R.	Négatives Sérol. (0. 10. 20)	Douteuses H.R.	Douteuses Sérol. (40)	Positives H.R.	Positives Sérol. (80. 160. 320. 640)
N° 1 (chlamydiose abortive)	3	9 (0. 3. 6)	7	39	50	70 (39. 21. 7. 3)
N° 2	14	14 (8. 2. 4)	2	3	2	1 (1. 0. 0. 0)
N° 3	9	10 (7. 0. 3)	1	0	0	0 (0. 0. 0. 0)
N° 4	32	43 (10. 14. 19)	6	4	2	2 (2. 0. 0. 0)
Total.....	58	76	16	46	54	73
Pourcentage	45 %	38 %	12,5 %	23,5 %	42 %	37 %

persensibilité retardée. Seul le sérum d'une chèvre est positif, alors qu'il n'y a pas de réaction allergique, mais 7 chèvres sont positives à l''intradermo''alors que leur sérum est négatif. D'après l'auteur [52], ces résultats seraient en faveur du test allergique, donnant chez la chèvre de meilleurs résultats que pour la brebis.

4°- Diagnostic sérologique.

a. Inhibition de l'hémagglutination.

FAYE et CHARTON proposent cette technique dans le but de caractériser les anticorps. Le test est effectué avec des microplaques; dans chacune des cupules, on met une goutte de sérum avec une goutte d'antigène ainsi que 2 gouttes d'une suspension d'hématies. L'antigène est conservé en tampon boraté à pH 9, le sérum est traité par précipitation en kaolin à pH 9, les hématies proviennent d'oie pour obtenir une interprétation possible. Les titres obtenus varient avec la valeur du pH. Il est curieux de constater que la chlamydie se comporte comme un arbovirus. Les travaux de FAYE [18] ont porté sur des souches isolées de placentas de brebis et la souche ACI d'origine caprine (FAYE et collaborateurs, 1971) sans pour cela que des différences aient été notées dans la réaction.

b. Immunofluorescence indirecte.

Cette technique, adoptée de plus en plus par les laboratoires de diagnostic, donne de bons résultats, surtout en palliant les défaillances de la fixation du complément au moment de l'avortement. La méthode consiste à mettre en évidence la formation d'inclusions correspondant aux foyers antigéniques intracellulaires.

Description de la méthode utilisée par GERAL [25] lors de l'enquête sérologique pratiquée dans le Sud-Ouest de la France.

En premier lieu, il faut obtenir l'infection des cellules. A partir d'un tapis cellulaire complet (de cellules PK 15 ou Mac Coy), entretenu sur milieu M. G. S. additionné d'antibiotiques, auquel on ajoute de la trypsine et que l'on met en suspension avec du sérum de fœtus de bovin, est pratiquée l'injection à l'aide de matériel virulent (celui-ci étant obtenu par inoculation d'œufs par Chlamydia ovis, en 4 à 5 jours, l'œuf tué, on prélève la membrane vitelline dont on contrôle la stérilité bactériologique et la richesse en éléments virulents. C'est après broyage de la membrane vitelline et centrifugation à 1 000 g pendant 10 minutes que l'on obtient l'inoculum). L'inoculum et les cellules sont mélangés, centrifugés à 1 800 g pendant 1 heure, à la température de 18°C. Par la suite, la mise en évidence de l'infection est réalisée par une coloration au May Grunwald - Giemsa (inclusions basophiles intracytoplasmiques) à la 48e heure. Enfin on procède à la préparation de l'antigène pour l'immunofluorescence.

Le dernier temps correspond à la technique sérologique : on procède à plusieurs dilutions (en tampon phosphate) du sérum à tester ; celles-ci sont mises au contact de l'antigène pendant 30 minutes ; après lavage, on ajoute le conjugué fluorescent pendant 30 minutes également. La lecture se fait au microscope à fluorescence, en lumière bleu-violet, en estimant la brillance :

+++ brillance intense et nette ;
++ brillance moins intense ;
+ inclusions visibles mais peu fluorescentes ;
± trace de visibilité.

la limite de positivité étant la dernière dilution où l'on observe une

brillance de ++ .

Cette méthode permet de détecter des positivités à des dilutions élevées (1/5 000) chez les chèvres. Les observations pratiquées par ces auteurs [25] ont montré la grande sensibilité de l'immunofluorescence. Ainsi, dans un troupeau de caprins où les avortements étaient nombreux, la comparaison de cette méthode avec la fixation du complément donne un décalage dans le taux d'anticorps obtenu dans l'une ou l'autre méthode.

Résultats obtenus en :

F. C.		I. F.
-	.....	+ 1/320
+ 1/16	.....	+ 1/640
+ 1/16	.....	+ 1/5 000
-	.....	+ 1/80
+ 1/8	.....	+ 1/5 000

Au cours de l'enquête sérologique sur la chlamydiose, pratiquée par GERAL et ses collaborateurs [25], une comparaison des deux méthodes a été faite, portant sur 700 sérums de brebis et de chèvres : dans 13, 8 % des cas la fixation du complément a été mise en défaut, alors que la proportion était seulement 6, 2 % des réactions d'immunofluorescence.

c. Microagglutination sur lame.

Cette technique, mise au point par GIROUD [29] au début des années 1950, consiste à mettre en contact sur une lame une goutte de dilution de sérum avec une goutte d'antigène constitué "d'éléments figurés" rickettsiens pendant 18 heures à la température ambiante en atmosphère humide. Ensuite, la lame est sèchée dans une étuve, puis

colorée au May Grünwald - Giemsa, la lecture étant faite au microscope par appréciation de la formation des agglutinats.

Cette méthode, largement utilisée jusqu'en 1974-1975 (SEIGNEURIN [60] ayant étudié, à l'aide d'un antigène néorickettsien Q18, 1 100 sérums de moutons, de chèvres et d'humains dans les Alpes) est maintenant abandonnée, à cause de l'interprétation subjective de la lecture et de la longueur de la méthode, au profit de la fixation du complément. D'autre part, par cette méthode [23], le taux de positivité ne semblerait pas toujours en rapport avec l'état sanitaire des troupeaux testés, avec une proportion importante de réponses positives à tort. KOKE [36], cependant, constate lors de son observation dans le Tarn-et-Garonne une fidélité de cette technique, contrairement aux résultats obtenus par fixation du complément.

d. La fixation du complément.

C'est la méthode la plus employée actuellement par les laboratoires pour le dépistage de la chlamydiose ainsi que pour la plupart des enquêtes épidémiologiques [25, 78]. L'utilisation de la microméthode à 100 % d'hémolyse, permet l'emploi de quantités minimes de sérum et de réactif et une réalisation aisée de nombreuses réactions par automatisation.

La recherche des agglutinines et des sensibilisatrices dans un sérum suspect par la fixation du complément [57] est sensiblement plus rapide et donne des résultats plus fidèles, plus expressifs, d'interprétation plus objective. Cependant, il existe presque autant de techniques de fixation que de laboratoires spécialisés dans cette affection [10], les uns utilisant 0,5 ml de sérum, d'autres 0,2 ml, certains autres 0,1 ml. Pour certaines techniques, le sérum est décomplémenté à 56°C, pour d'autres à 60°C ; enfin l'antigène utili-

sé peut être corpusculaire, phosphatidique ou encore protéique.

En 1975, SAINT-AUBERT et ses collaborateurs [57] pensaient que la micro-méthode de fixation du complément était la méthode de choix. Cependant, RODOLAKIS [50] et d'autres, en signalent les inconvénients : le titrage des anticorps dans le diagnostic de la chlamydiose, tant chez la chèvre que la brebis ou la vache, est obtenu en dirigeant ceux-ci contre un antigène de groupe. La réaction détecte donc aussi bien les anticorps produits par les Chlamydia intestinales non pathogènes dont sont porteurs presque tous les ovins et caprins, que ceux produits par les Chlamydia responsables d'avortements. De ce fait, un certain nombre de réponses sont difficilement interprétables, entraînant un diagnostic individuel impossible et obligeant à faire appel à une recherche sur de nombreux animaux du troupeau, 3 semaines à 1 mois après les premiers avortements. En effet, dans un troupeau infecté au cours des 3 premiers mois de gestation, le titre des anticorps fixant le complément des chevrettes est inférieur ou égal au 1/40 (titre considéré comme négatif).

DURAND signale que les anticorps fixant le complément augmentent dans les 8 jours qui suivent l'avortement, donc l'interprétation de la réaction est relativement facile à partir d'une dizaine de prises de sang provenant d'animaux ayant ou non avorté, permettant de donner une image beaucoup plus précise de l'état d'infection du troupeau.

Il est considéré :

- qu'une fixation négative au 1/3 signe une absence totale d'infection chlamydienne ;
- qu'une fixation positive du 1/3 jusqu'au 1/9 signe des traces de chlamydiose banale non abortive (d'origine probablement intestinale) ;

- qu'une fixation positive du 1/27 jusqu'au 1/81 montre une infection chronique par la chlamydiose abortive;

-Pour DURAND, de tels taux indiquent la réalité de la chlamydiose dans l'élevage, mais elle ne semble pas dangereuse au moment de la prise de sang. La probabilité d'avortement est très faible, mais, à la suite d'un stress quelconque, il peut y avoir un réveil de l'infection avec menaces d'avortements. On remarque que la sérologie stabilisée au 1/27 peut s'élever au moment de la mise bas à 1/80, sans pour cela qu'il y ait des avortements -

- qu'une fixation positive à des taux supérieurs au 1/80, 1/240, 1/720, 1/2 100 signe toujours une infection aiguë avec des avortements pouvant s'élever à 30 et 40 % de l'effectif, atteignant surtout les chevrettes.

Description de la méthode préconisée par le Laboratoire Roger Bellon.

Nous ne décrirons que cette méthode, indiquée par ce laboratoire avec la commercialisation de l'antigène. Elle peut être utilisée en micro ou macrométhode.

- Matériel utilisé -
  - antigène Chlamydia ovis "Roger Bellon"
  - tampon Bio-Mérieux ;
  - globules rouges de mouton, Institut Pasteur ;
  - complément "Pasteur" et "Bio-Mérieux" ;
  - sérum hémolytique "Pasteur" ;
  - plaques de microtitration (fond hémisphérique) ;
  - microdiluteur multi "Polylabo-Blook" ;
  - miroir de lecture.

L'antigène utilisé est un antigène protéique ayant une spécificité de groupe. Préparé à partir de Chlamydia ovis, il est traité et purifié

de telle façon qu'il n'est conservé de Chlamydia que l'antigène protéique. L'antigène contient au moins 5 unités par dose.
Les sérums sont décomplémentés par chauffage à 56° pendant 30 minutes. Certains recommandent une température de 60°C, mais on observe alors une chute importante des anticorps sur certains sérums.

- Méthodes -

. Préparation du complément : préparer séparément :

- 1,15 ml de globules rouges de moutons dans 48,85 ml de tampon véronal ;
- 50 ml de tampon véronal + 2 gouttes de sérum hémolytique "Pasteur".

Mélanger et laisser sensibiliser à température ambiante pendant 30 minutes.

. Titrage du complément : le complément doit être titré pour chaque nouvelle série de réaction. Nous décrirons deux techniques de titration car, selon que l'on emploie la macro ou microméthode, le volume sous lequel est utilisé le complément varie. Or, il est plus actif sous petit volume que sous grand volume.

- Titration en macrométhode : à partir du complément au 1/100 en tampon, on fait les dilutions suivantes (cf. tableau n° 22).

- Titration en microméthode : on emploie des dilutions croissantes de complément (cf. tableau n° 23).
Le premier tube où il y a hémolyse totale contient une unité de complément et on prend 2 UI pour la réaction, donc une dilution deux fois moins importante.

Tableau n°22 :

Titration en macrométhode

Tubes n°	1	2	3	4	5	6	7	8	9
Complément au 1/100	0	0,05	0,1	0,15	0,2	0,25	0,3	0,35	0,40
T.V.	0,8	0,75	0,7	0,65	0,6	0,55	0,5	0,45	0,40
Bain-marie : 1 heure à 37°C									
Couple	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2

Bain-marie : 30 minutes à 37°C

Tableau n°23 :

Titration en microméthode

Tubes n°	1	2	3	4	5	6	7
Complément dilué 0,2 ml	1/300	1/250	1/200	1/150	1/100	1/75	1/50
T.V.	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2
Bain-marie : 30 minutes à 37°C							
Couple	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2	0,2

Bain-marie : 30 minutes à 37°C

- Réaction -

. En macrométhode :

- dilution du sérum : 0,50 ml ;
- antigène : 0,10 ml ;
- complément 2 U : 0,20 ml .

une nuit à + 4°C puis au bain marie pendant 30 minutes à 37°C

complément (gardé au réfrigérateur) : 0,2 ml ;
bain-marie pendant 30 minutes à 37°C.

-Lecture -

Les dilutions sériques sont au 1/10, 1/20, 1/40, 1/80, 1/160. Pour chaque dilution on prépare un témoin dans lequel l'antigène est remplacé par du tampon véronal. Pour l'ensemble des réactions, on ménage des témoins de série : témoin antigène, témoin complément, témoin couple hémolytique. Les témoins antigènes devront être lysés à 100 %, contrairement au couple hémolytique qui ne doit pas être lysé. Les réactions ne sont interprétables qu'à ces conditions et quand la fixation spécifique est supérieure au pouvoir anticomplémentaire des sérums.

. En microméthode :

Tableau n°24 :

Dilution de sérum	Réaction	T. sérum	T. complém^{t}	T. Ag	T. S. M.
	50 µl	50	0	0	0
T.V.	0	25	75	50	100
Ag	25 µl	0	0	25	0
C. 2 U	25 µl	25	25	25	0
Stocker les plaques pendant une nuit à +4°C, puis 1 heure à l'étuve à 37°C.					
S.H.	25 µl	25	25	25	25

Rescotcher les plaques 45 minutes à l'étuve à 37°C
Agitation par retournement, au départ, 15 minutes, 30 minutes.

T.V. = tampon véronal ; Ag = antigène ; C = complément ;
S.H. = complément hémolytique ; µl = micro-litre.

La lecture est facilitée par une centrifugation de 2 minutes à 4 000 t/mn.

- Réalisation pratique -

On utilise les plaques de microtitration, en distribuant les sérums dans le sens 1 à 12 et en réalisant les dilutions de A à F. Dans un 1er temps, on dépose 50 µl de tampon véronal dans toutes les cupules, puis le premier sérum dilué au 1/5 en A et A_2, le 2e en A_3 et A_4 etc... Les dilutions sont effectuées avec des microdiluteurs de 50 µl en A à F. Quand les dilutions sont terminées, on ajoute 25 µl d'antigène dans les rangées paires et 25 µl de tampon dans les rangées impaires, puis 25 µl de complément dans chaque cupule (cf fig. n° 12 et 13).

Un diagnostic très rigoureux d'avortement chlamydien supposerait en réalité :

- l'élimination des autres causes d'avortement : brucellose, listériose, toxoplasmose, salmonellose ainsi que l'élimination de l'infection rickettsienne à Coxiella burnetti après fixation du complément entre un broyat clarifié du placenta et des sérums de référence antichlamydien et antifièvre Q ;
- la présence de Chlamydia, visibles après coloration de Stamp, dans le placenta ;
- des taux sérologiques élevés et homogènes chez les animaux avortés du troupeau.
  Le diagnostic de l'avortement à Chlamydia est un diagnostic de groupe, il n'est jamais valable à l'échelon individuel.

II. DIAGNOSTIC DIFFERENTIEL

Comme le symptôme prédominant, à conséquences économiques graves, de la chlamydiose caprine est l'avortement, il sera envisagé ici les principales causes provoquant, au sein d'un troupeau caprin, des avortements en série.

Fig. n° 12 :

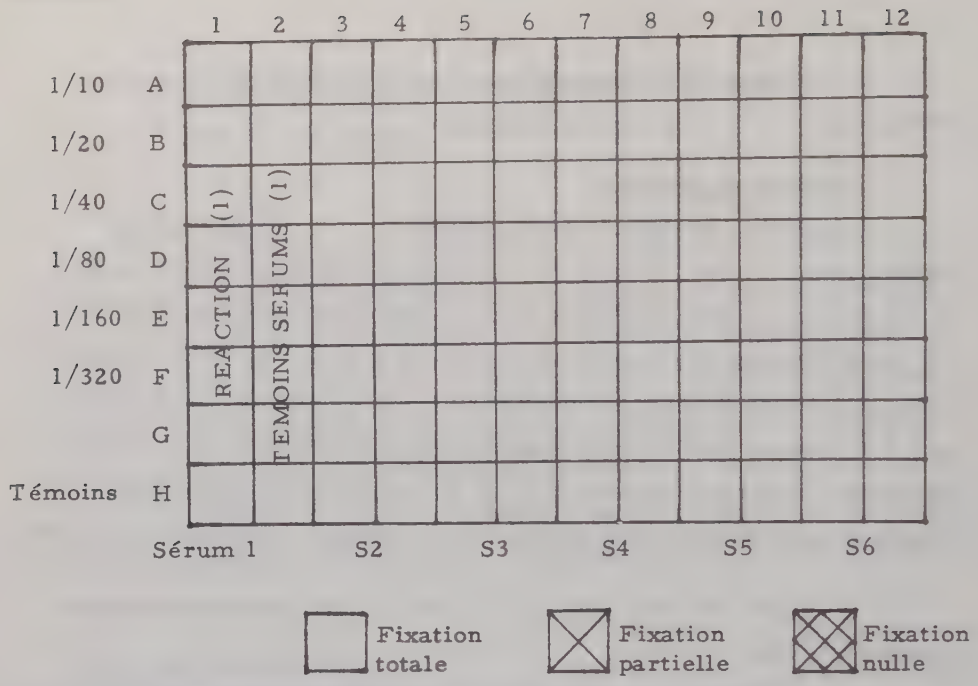
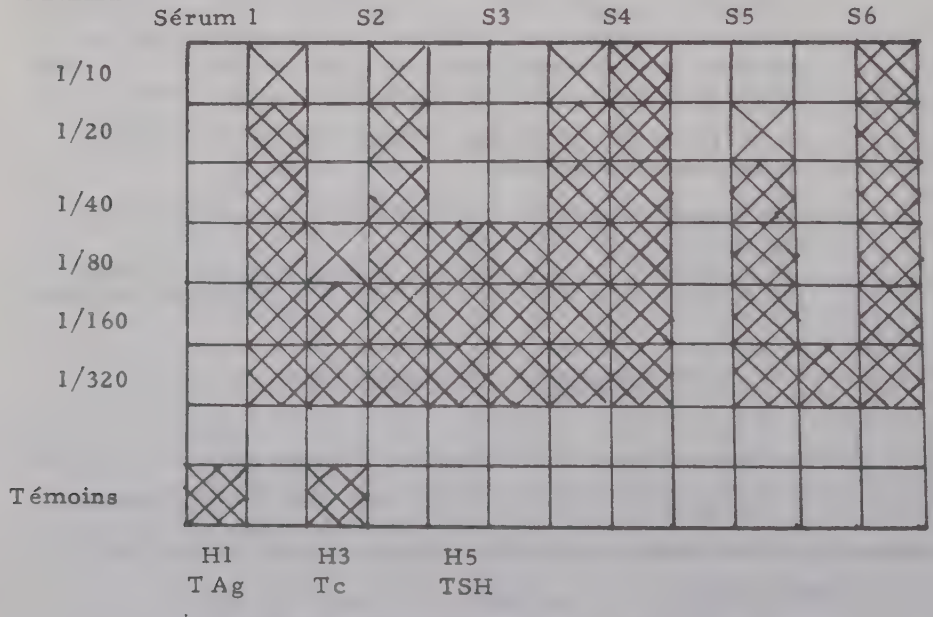


Fig. n° 13 : Exemple de réaction :



Interprétation	Très positif peu de pouvoir anticomplément.	Peu positif	Illisible par effet anticomplémentaire du sérum.	Négatif	Très positif léger pouvoir anticomplémentaire.	Positif

1°- Avortement infectieux à bactéries.

a. La brucellose.

Il y a quelques années, elle était responsable d'une part importante des avortements survenant dans le cheptel caprin français. L'application de la législation relative à cette maladie a permis, semble-t-il, une nette diminution de la fréquence des cas [83] bien que le nombre d'avortements déclarés soit probablement très inférieur à la réalité. La brucellose provoque principalement des avortements en série dont l'apparition explosive entraîne des pertes économiques importantes. Ces avortements ont lieu entre le 3e et le 5e mois de gestation, exceptionnellement au 2e.

Contrairement aux brebis, dont 90 % ont éliminé les Brucella en un an après l'avortement, la chèvre reste excrétrice durant toute sa vie avec, au début, une élimination abondante de germes dans le lait. Les germes responsables sont principalement Brucella melitensis et de façon très rare Brucella ovis. C'est pour cette raison que l'O. M. S. précise que le dépistage sérologique doit se faire chez la chèvre avec l'utilisation de l'antigène Brucella melitensis.

b. La fièvre Q.

On la rencontre dans toutes les régions d'élevage caprin [12] où elle provoque des avortements atteignant 10 à 50 % des femelles gestantes, souvent compliqués de non délivrance. En 1980, en Ariège, le Laboratoire de Pathologie de la Reproduction de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse a trouvé 34 % d'avortements rickettsiens.

GUERRAULT [78] signale que sur 255 animaux de 5 élevages différents, il y avait 13 % d'avortements :

- 7,5 % d'avortements à sérologie positive ;
- 5,5 % " " " négative.

mais 7 % de mises bas à sérologie positive. Il note aussi,dans le département des Deux-Sèvres, 13 % des exploitations ayant une sérologie positive.

c. Avortements dus à Campylobacter fœtus.

En France, cette maladie est rare chez les caprins ; cependant elle est, à l'heure actuelle, la cause la plus importante d'avortements contagieux aux U.S.A.. L'avortement a lieu entre les 4 et 6 dernières semaines de gestation. Des chevreaux peuvent même arriver à terme vivants mais meurent rapidement. Cette maladie, sexuellement transmissible, se contracte pendant la saillie avec un bouc infecté qui ne présente aucun signe clinique mais dont le mucus préputial et le sperme contiennent des germes.

d. Avortements à Listeria.

Cette maladie est due à Listeria monocytogenes. Elle est signalée chez la chèvre dans de nombreux pays. Généralement, l'apparition des avortements a lieu en hiver dans les élevages où les animaux sont nourris avec de l'ensilage mal conservé, parasité par des rongeurs. L'interruption de gestation, d'apparition brutale, survient au cours du dernier mois de gestation. Elle est accompagnée d'abattement qui peut entraîner la mort de la femelle, soit par complication de métrite grave ou encore suite à des manifestations de type méningo-encéphalitique.

e. Avortements à Salmonella : avortements paratyphiques.

Ils sont dûs à Salmonella abortus ovis ou à d'autres sérotypes et semblent être fréquents dans le Sud-Ouest et le Centre de la France (25 % des avortements infectieux). L'avortement a lieu dans les 6 dernières semaines de gestation. Son apparition est brutale, sans symptômes prémonitoires. Cependant, certains auteurs pensent qu'il n'exis-

te pas d'avortements salmonelliques chez la chèvre. On trouve chez l'adulte et le fœtus avorté, la présence d'agglutinines dans le sérum ; chez le chevreau et les femelles impubères, il n'y en a pas.

f. Avortements à mycoplasme.

Ils surviennent après un abattement important de la femelle gestante ; son état général se dégrade, sa température est élevée (41,5°C). Dans ce cas, c'est la septicémie qui entraîne l'avortement et non la localisation des mycoplasmes à l'utérus ou aux enveloppes fœtales. La mortalité peut être importante, pouvant atteindre 15 %. Cette maladie a été signalée dans plusieurs départements : Charentes-Maritimes, Loiret, Indre-et-Loire, Savoie, Haute-Savoie et Tarn [69].

g. Avortements à leptospires.

Ils sont peu fréquents et rarement soupçonnés. Certains sérotypes peuvent entraîner ces avortements. Souvent, ils apparaissent sur des animaux en mauvaise santé, en association avec d'autres symptômes. La transmission se fait par l'intermédiaire d'arthropodes ou de rongeurs. La voie vénérienne, observée chez les ovins, n'a pas été démontrée chez les caprins.

2°- Avortements infectieux à virus.

Les virus ne semblent jouer aucun rôle dans les interruptions de gestation. Cependant, en Australie, au Japon, en Israël, il a été prouvé que le virus Akabane, transmis par un moustique, provoque des avortements.

3°- Avortements à parasites.

La toxoplasmose.

Elle a été signalée chez la chèvre, en France et en Australie,

en 1975. Il a été décrit une épidémie d'avortement sur 25 % des chèvres d'un troupeau. Les avortons, en cours de macération, ou parfois momifiés sont éliminés sous forme de débris. Les non-délivrances sont fréquentes, surtout si l'avortement a lieu de façon précoce.

4°- Les avortements non infectieux.

a. Avortements d'origine alimentaire.

Certaines carences (Iode, Mn) ou l'excès de certaines crucifères contenant de la S-méthyl-cystéine-sulfoxide et des glucosides, peuvent occasionner des interruptions de gestation en série. En effet, MALLARD [78] a remarqué que la distribution surabondante de choux moelliers (4 à 6 kg), pendant le dernier mois de gestation, provoque des avortements avec expulsion de fœtus momifiés ou chétifs et non viables, suivie, pour la femelle, d'une absence de sécrétion lactée (la race alpine ayant une plus grande sensibilité).

Certains anthelminthiques tels que la phénothiazine et le tétramisole, peuvent interrompre la gestation quand ces produits sont administrés au cours du dernier mois.

b. Autres causes.

Des stress, par modification des conditions d'élevage, des vaccinations (entérotoxémie) des manipulations d'animaux, survenus entre le 90e et le 110e jour de gestation, peuvent aboutir à des avortements en série VAN HERDEN et VAN RENSBERG signalent,chez la chèvre angora, un hypersurrénalisme fœtal responsable de cas d'avortement.

-:-:-:-:-:-

Chapitre VII

PRONOSTIC

-:-

Le pronostic médical est bénin chez l'adulte, car les complications restent localisées à l'appareil génital et les mortalités restent exceptionnelles. Cependant, chez le chevreau, le pronostic est beaucoup plus sévère, à cause d'une morbidité en période néo-natale parfois importante, rarement consécutive à des atteintes pulmonaires ou nerveuses mais surtout à cause d'apparition de lésions articulaires ou oculaires chez les animaux particulièrement chétifs.

Le pronostic économique de cette affection enzootique est grave :

- par apparition, la première année, d'avortements survenant en pourcentage variable mais pouvant, dans certains cas, atteindre 50 % des femelles gravides ;
- par la naissance de chevreaux débiles et de leur sensibilité à diverses affections ;
- par les affections chlamydiennes à symptomatologie variable chez le jeune ;
- par une diminution de la production laitière ; puis
- par la persistance de l'infection dans le troupeau (TICHIT) [77] qui aggrave encore le pronostic économique : le bouc et certaines femelles sont rendus stériles. Les années suivantes, un pourcentage parfois important de chevrettes avorte, constituant un réservoir infectieux au sein du troupeau ; de plus, contrairement aux brebis, il est courant de constater que chez les adultes, les avortements se manifestent toutes les deux gestations et affectent souvent les mêmes chèvres.

-:-:-:-:-

Chapitre VIII

TRAITEMENT

-:-

Les Chlamydia sont sensibles à certains antibiotiques, principalement aux tétracyclines, au chloramphénicol, à la rifamycine etc.. et il est possible, lors d'une évolution de chlamydiose abortive, d'abaisser ou même de stopper les avortements par administration d'un ou plusieurs de ces antibiotiques. Pour obtenir de tels résultats, il est nécessaire d'utiliser des concentrations élevées, 20 mg d'oxytétracycline par kg (terramycine) (cf. tableau n° 25).

L'efficacité des tétracyclines ou du chloramphénicol est due à leur activité réelle sur les germes et à leur grande diffusion dans les tissus de l'organisme (franchissement de la barrière placentaire). D'autre part, possédant un fort coefficient de pénétration cellulaire, ces antibiotiques peuvent atteindre les chlamydia en position intracellulaire en voie de multiplication et assurer ainsi leur destruction. En effet, les formes extracellulaires (corps élémentaires) sont pratiquement au repos métabolique et,de ce fait, invulnérables.

DURAND [12] propose d'injecter des tétracyclines au rythme d'une intervention toutes les 1 à 2 semaines (soit 2 à 4 injections). Le chloramphénicol est administré à la dose de 1 g/jour pendant 2 jours de suite, par voie intramusculaire ou 1 g/jour pendant 3 jours consécutifs per os.

FILLET [23] propose, après la mise en évidence du germe

Tableau n°25 :

Traitements effectués et résultats dans une coopérative d'élevage caprin après mise en évidence du germe dès le début des avortements. (YALCIN et GANE) [75]

Nombre de chèvres encore en gestation	Traitements	Dates	Epoques de mise-bas prévues	Nombre de chèvres traitées	Résultats
128	chloramphénicol tétracycline	24.01.67 et 01.02.67	fin février ou début mars	20	1 avorton 4 jours après la 2e injection ; 19 mises bas normales
	tétracycline	27.28.29 et 30.01.67	fin février à début mai	108	27 avortements jusqu'au 01.03.67 ; 4 mises-bas normales entre le 22.02 et le 01.03.67
77	chloramphénicol	22.02.67 et 01.03.67	mars	40	4 avortements ; 36 mises bas normales
			avril ou début mai	37	18 avortements jusqu'au 10 avril ; 1 mise bas normale le 4 avril.
18	tétracycline		avril ou début mai	18	2 avortements ; 16 mises bas normales.

Il résulte de ce tableau que les injections de tétracycline, seules, sont insuffisantes, associée au chloramphénicol elles donnent de meilleurs résultats.

lors d'avortements, la conduite suivante :

- si l'avortement s'est produit sur une chevrette et que le nombre de chevrettes est élevé dans le troupeau : injection de 1 g de terramycine 2 jours de suite sur les chevrettes ;
- si l'avortement s'est produit sur une chèvre adulte ayant déjà eu une ou plusieurs portées, injection de 1 g de terramycine à tout le troupeau, 2 jours de suite.

Cependant, BLONDEAU [4] signale que l'injection d'oxytétracycline répétée pendant 4 à 5 jours de suite ne donne, sur le terrain, que peu de résultats. D'autre part, l'injection d'antibiotiques n'arrête pas l'excrétion des germes. L'antibiothérapie n'est envisageable que pour diminuer le nombre des avortements chlamydiens apparaissent au sein d'un troupeau pour la première fois. Elle ne peut, à elle seule, être une moyen d'éradication de la chlamydiose.

Chez le chevreau né dans un troupeau infecté, le traitement de l'affection est fonction de son expression clinique. Cependant, qu'il s'agisse d'arthrite ou de conjonctivite, il faut utiliser un antibiotique dont le spectre est actif sur les Chlamydia. Il a été préconisé, par mesure prophylactique, l'incorporation dans l'aliment, dès le sevrage, de 150 à 200 mg de chlortétracycline, par jour et par animal. Cette méthode permet de diminuer l'apparition de l'une ou l'autre expression clinique de la chlamydiose.

-:-:-:-:-

Chapitre IX

PROPHYLAXIE

-:-:-

1°- Prophylaxie sanitaire.

a. Mesures défensives.

Le plus souvent, la chlamydiose apparaît dans un troupeau à la suite de l'introduction d'un animal malade, excréteur de germes. En effet, on remarque une forte proportion de cas de chlamydiose pour les troupeaux nouvellement constitués à partir, généralement, d'achats provenant de plusieurs exploitations. Sachant que toute origine doit être suspectée, l'introduction d'une chèvre ou d'un bouc dans une exploitation saine doit être accompagnée d'une prise de sang pour la recherche de la chlamydiose par fixation du complément, ainsi que de la brucellose. L'animal nouvellement introduit doit être isolé, jusqu'à confirmation par le laboratoire de sa non positivité ; sans oublier d'une part que les anticorps détectés par fixation du complément sont de courte durée de vie chez la chèvre infectée et, d'autre part, qu'il existe une chute des anticorps dans les deux derniers mois de gestation pour atteindre un minimum inférieur au 1/40 au moment de l'avortement. L'emploi du test de transformation lymphoblastique assurerait une meilleure protection pour l'acheteur.

b. En milieu infecté.

Dans la mesure du possible, il faudrait isoler les chèvres qui avortent dès les premiers symptômes ; le fœtus ainsi que son enveloppe doivent être détruits. Il est recommandé de déposer par voie vagi-

nale, 1 ogivette (de 500 mg de terramycine), deux jours de suite. La désinfection des locaux peut se faire à la soude ou au formol. Les pâturages infectés sont mis en jachère pendant 7 mois au moins.

2°- Prophylaxie médicale.

a. Antibioprévention.

A titre préventif, il est possible d'administrer, tous les 15 jours, 500 mg de terramycine aux chèvres à partir de trois mois et demi de gestation. Actuellement, cette dépense ne se légitime que lorsque l'on désire la mise-bas de femelles de grande valeur zootechnique, ou lors que la contamination est évidente alors que les délais de vaccination sont passés.

b. Vaccination.

Après une infection aiguë à Chlamydia sur un troupeau, il semble recommandé de mettre en œuvre un protocole de vaccination afin de diminuer au maximum les risques d'avortement, tout particulièrement chez les chevrettes.

Dès 1951, l'équipe de Moredum Institute (STAMP et FOGGIE) avait montré qu'il était possible d'entrevoir une vaccination anti-chlamydienne. Depuis cette époque, la production antigénique n'avait pratiquement pas varié. Il s'agissait toujours de broyats de membranes vitellines infectées. Cette technique avait le double inconvénient de ne pas permettre une concentration des Chlamydia et d'être éventuellement à l'origine de réactions allergiques contre les protéines aviaires toujours présentes. Par la suite, il fut réalisé une production industrielle de Chlamydia sur cellules, les cultures cellulaires étant concentrées, purifiées, adjuvées et inactivées pour l'obtention du vaccin.

La purification se fait industriellement à l'aide d'agents chimiques tels que l'éther ou le fluocarbone, entraînant des pertes non négligeables en corps élémentaires. Cependant, par centrifugation en gradient de saccharose en rotor zonal [72], on obtient des proportions très purifiées (+ de 150 mg de corps élémentaires par cycle zonal).

YALCIN et GANE [75] préconisent la vaccination 3 jours avant à 5 jours après la saillie, soit par injection unique de vaccin du commerce, soit par deux injections à 10 jours d'intervalle d'un auto-vaccin constitué d'un broyat placentaire formolé (cf. tableau n° 26). D'après ces données, il résulte que le vaccin du commerce (Rickov) assure une protection des chevrettes, alors que l'auto-vaccin n'offre aucun intérêt. Cependant, le faible nombre d'animaux testés ne permet pas de conclure. De plus [50], les divers vaccins anti-chlamydiens ovins actuellement disponibles dans le commerce donnent, quand ils sont utilisés sur des caprins, des résultats irréguliers et même souvent mauvais.

Enfin, en 1973, FOGGIE signale qu'une légère modification de la composition du vaccin suffit à diminuer son efficacité (il n'existe pas actuellement de méthode pratique satisfaisante permettant le contrôle de l'efficacité des vaccins lors de leur fabrication).

Protocole et dates de vaccination.

On considère que le vaccin assure un maximum de protection 2 mois après son injection ; en outre, l'avortement n'étant que la conséquence d'une maladie du placenta qui a lieu de 6 à 8 semaines avant l'avortement, dans ces conditions l'injection vaccinale doit avoir lieu 4 mois environ avant la date présumée de l'avortement, soit aux environs de la saillie.

Tableau n°26

Vaccinations et résultats obtenus en 1968 par YALCIN et GANE [75]

Vaccins utilisés	Animaux	Nombre	Mises bas normales		Femelles infécondes		Avortements	
			Nombre	%	Nombre	%	Nombre	%
Rickov	Chèvres	70	68	97,3	13	10,0	2	27,0
	Chevrettes	129	111	86,0	13	6,5	5	4,0
	Total	199	179	90,0	2		7	3,5
Auto-vaccin	Chevrettes	20	14	70,0	2	10,0	4	20,0
Témoins	Chevrettes	23	17	73,9	2	8,7	4	17,4

La vaccination est cependant préconisée par FILLET [23] avant la lutte, en particulier sur des troupeaux contaminés, dans le but de consolider une éventuelle protection naturelle des mères, induite par la maladie à la gestation précédente. La vaccination doit être pratiquée tout particulièrement chez les chevrettes destinées à la reproduction ainsi que pour tous les animaux nouvellement introduits dans un troupeau contaminé. De plus, en raison de la courte durée des anticorps protecteurs entraînant un risque d'avortement toutes les deux gestations chez le même animal, il est fortement conseillé de faire, plusieurs années de suite, les rappels de vaccination sur toutes les chèvres du troupeau.

Aucune expérimentation de rappel de vaccination en cours de gestation n'a été faite chez la chèvre ; cependant, des injections de rappel effectuées par PARODI à Saint-Afrique dans l'Aveyron, portant sur 450 brebis, n'ont aucunement réduit le pourcentage d'avortement par rapport à celui obtenu chez les brebis, ayant été vaccinées une seule fois [5].

La mise en place d'un plan de vaccinations diminue le nombre des avortements, réduit les pertes économiques mais ne supprime pas l'excrétion de Chlamydia par les animaux, lors de la mise bas. Il serait donc intéressant de disposer d'un vaccin pouvant supprimer à la fois, les avortements et l'excrétion des Chlamydia, donc les risques de contamination.

Il apparaît que le vaccin, préparé à partir d'une chlamydie de mouton, ne donne pas toujours de bons résultats dans la prévention des avortements chez la chèvre [12]. Devant cette constatation, le Laboratoire Roger Bellon a mis au point un vaccin spécifique contre la chla-

mydiose caprine : vaccin 707 de Roger Bellon ou Rikevac caprin. Celui-ci ayant été préparé à partir de Chlamydia isolées par DURAND [12] d'un placenta de chèvre ayant avorté.

En 1975, FILLET [23] (Vernoux-en-Vivarais - 07) constate 100 % d'avortements dans le troupeau de Monsieur CLAIRET à Boffres Albouissières-07440. Le diagnostic de chlamydiose a été fait sur des prélèvements envoyés au Laboratoire Départemental de Valence dans la Drôme.
En 1976, dans ce même troupeau, seules les chevrettes ont avorté.
En 1977, également les chevrettes avortèrent. Des prélèvements de placenta, d'estomac et de sang ont été effectués. Le placenta était riche en Chlamydia, l'estomac ne semblait pas en contenir.

Prises de sang : fixation du complément (cf. tableau n° 27).

Les résultats obtenus par ces prises de sang signent une chlamydiose à évolution aiguë. Les Chlamydia furent isolées sur : poumon de souris, sur œuf et cultures cellulaires ; avec ou sans antibiotiques ; filtrés et non filtrés ; centrifugés et non centrifugés ; lavés et non lavés ; inoculation sur plus de 300 œufs et à partir de ceux-ci, isolement de la chlamydie sur un œuf et réussite du passage sur la souris et sur culture cellulaire.

C'est à partir de cet isolement de Chlamydia d'origine caprine qu'a été fabriqué, par le Laboratoire Roger Bellon, le vaccin "Chlamydia caprae 707" antichlamydien spécifiquement caprin. Celui-ci a été testé sur le terrain, en Ardèche, dans la clientèle de Monsieur FILLET à Vernoux-en-Vivarais. Sur 800 chèvres vaccinées, 58 avortements ont été dénombrés, dont 15 qualifiés de chlamydiens et 43 de non chlamydiens (probablement d'origine vibrionienne. Il semble donc

Tableau n° 27 :

Prises de sang : fixation du complément

Résultats		1/5	1/10	1/20	1/40	1/80	1/160	1/320	1/640	1/1280	1/2560
Chevrette ayant avorté 3 semaines avant.	( )	0	0	0	0	0	0	0	0	++	++++
	(témoin	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++
Sang de chevrette ayant avorté.	( )	0	0	0	0	0	0	0	0	++	++++
	(témoin	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++
Chèvre du troupeau.	( )	0	0	0	0	0	0	++++	++++	++++	++++
	témoin	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++
Chèvre du troupeau.	( )	0	0	0	0	0	0	++++	++++	++++	++++
	témoin	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++	++++

que ce vaccin ait apporté, pour les troupeaux atteints de chlamydiose caprine, une protection satisfaisante (cf. tableau n°28) bien que nous manquions encore de recul pour juger avec précision de son efficacité.

BLONDEAU [4] signale qu'après vaccination de 4 troupeaux importants, avant la lutte, en automne 1979, à l'aide d'un vaccin inactivé huileux, fabriqué à partir de souches isolées sur la chèvre, il n'y eut aucun avortement ni fœtus non viable. Ces 4 troupeaux présentaient au printemps 1979, des sérologies positives à la chlamydiose.

La préparation des premiers vaccins antichlamydiens, à partir d'ovoculture, présente des inconvénients inhérents à ce genre de technique : présence de matière protéique dans l'antigène, qui peut provoquer, dans les réactions de dépistage ou de contrôle, la mise en évidence d'anticorps anti-ovalbumine, pouvant eux-mêmes interférer avec les anticorps spécifiques recherchés, surtout si le sujet a déjà été vacciné avec un ovo-vaccin. Pour ces raisons, SAINT-AUBERT [58] pense que la production de matériel virulent sur culture cellulaire, plus facilement purifiable et concentrable, est d'intérêt, d'autant plus qu'après inactivation, celui-ci possède un pouvoir antigénique et immunigène supérieur et spécifique.

L'activité des vaccins antichlamydiens est évaluée en tenant compte, d'une part des réponses immunitaires humorales (fixation du complément, immunofluorescence) et d'autre part, suite aux études immunologiques laissant supposer l'existence d'une immunité à médiation cellulaire, du pourcentage au test de transformation lymphoblastique.

Une étude de la cinétique des anticorps montre que ceux-ci commencent à croître à partir de la 3e semaine qui suit la vaccination

Tableau n° 28 :

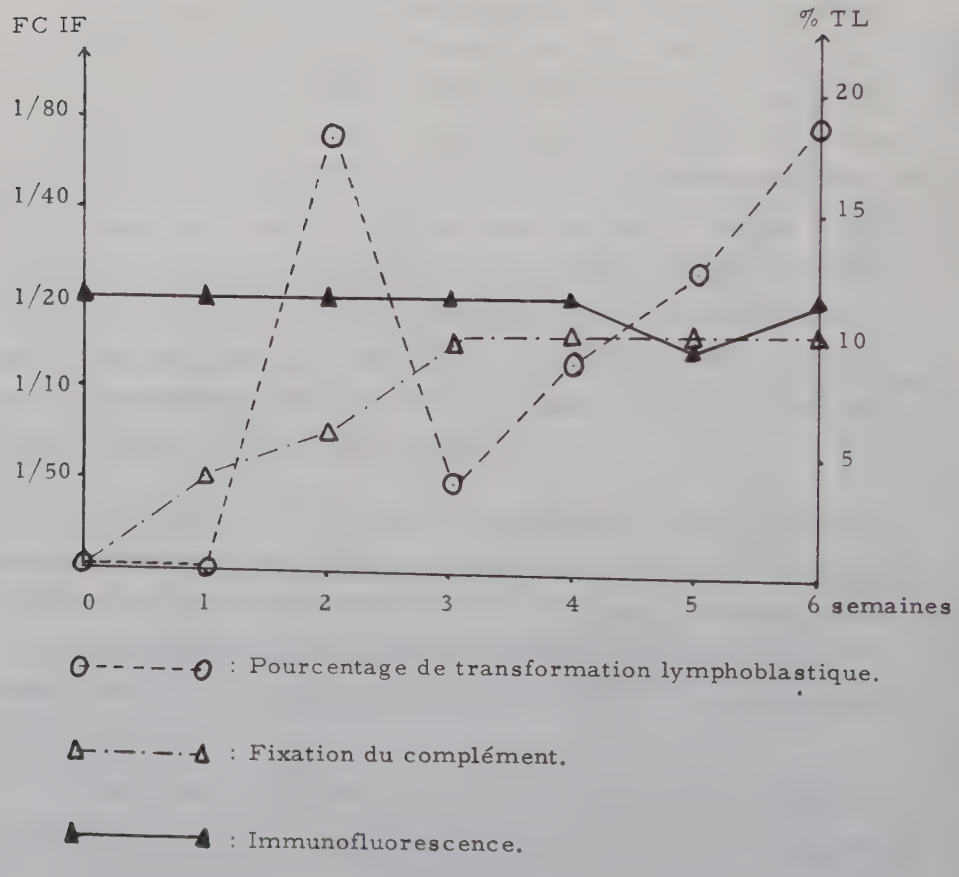
Vaccin "Chlamydia caprin 707" - Roger Bellon anti-chlamydien [23].

Noms des propriétaires	Effectif vacciné	Date de vaccination	Nombre d'avortements	Analyses Labor. D.S.V. Valence Résultats	Analyses Labor. Roger Bellon Résultats	Observations
ALBOUSSIERE M. à St Barthelemy	15	27 juillet 77	2 précoces		sero : 0 Chlamydia probabl. vibrio	
MOUNIER J. à St Barthelemy	60	fin juillet 77	2 précoces 16 fin gestation		sero : 0 Chlamydia Stamp : 0 probabl. vibrio	chlamydiose avec plusieurs avortements en 75 et 76.
MOUNIER A. à St Barthelemy	30	fin juillet 77	10 avortements		sero : 0 probabl. vibrio	
ASTIER à Gilhac	80	début août	0			chlamydiose en 76
AUNAVE à Vernoux	130	début août	1 avortement	chlamydiose (Stamp)		
FUSTIER à Boffres	60	début août	0			
LE BLANC à Desaignes	80	début août	pas de réponse			
GUILLERMOUD à Silhac	30	début août	0			
MOUTET D. à Empuray	20	début août	5 avortements	chlamydiose (1 Stamp)		5 mises bas avant terme chevreaux vivants lait normaux.
MOUTET P. à Empuray	80	début août	0			
ROCHE à St Julien	130	28 juillet 77	13 précoces	négatif Chlamydia (Stamp)	sero : 0 Chlamydia probabl. vibrio	avortements chlamydiose en 76-77 (?).
SMAGGE à Desaigues	50	début août	4 avortements			chlamydiose en 77 (Stamp)
ZAMMIT à Vernoux	15	début août	2 tardifs	chlamydiose (Stamp)		
VERILHAC à St Julien	20	début août	30 % autour du 100e jour de gestation	chlamydiose (Stamp)		avortements, suspicion chlamydiose. Mêmes chèvres avaient avorté en 76. Brebis cohabitant : 0.

pour atteindre un maximum cependant peu élevé (1/20 - 1/40) vers la 20e semaine. Par contre, chez les animaux vaccinés [54], il apparaît de façon significative une augmentation du taux dans la transformation lymphoblastique ; en effet, le taux de transformation lymphoblastique de 3 agneaux est voisin de zéro le jour de la vaccination mais atteint 22 % six semaines plus tard.

Fig. n°12 :

Cinétique des anticorps sensibilisants et fluorescents et du pourcentage de transformation lymphoblastique [54].



Comme apparemment [61], il n'existe aucune corrélation entre la protection donnée par le vaccin et le titre des anticorps sensibilisants ; que, de plus, l'augmentation du taux des anticorps sensibilisants et fluorescents est très modérée mais que, cependant, la taux de transformation lymphoblastique a augmenté 6 semaines après la vaccination, il semble que ce test peut être retenu comme critère pour le contrôle des vaccins antichlamydiens.

DURAND [78] a remarqué que, lors de l'utilisation d'un vaccin monovalent contre la fièvre Q, il existait un phénomène curieux, se traduisant par un effet de rappel de vaccination avec montée des anticorps antichlamydiens débutant 15 jours après l'injection du vaccin ; ce phénomène n'a lieu que si l'animal possède des anticorps antichlamydiens au moment de l'injection.
L'utilisation d'un vaccin mixte entraîne le même phénomène.

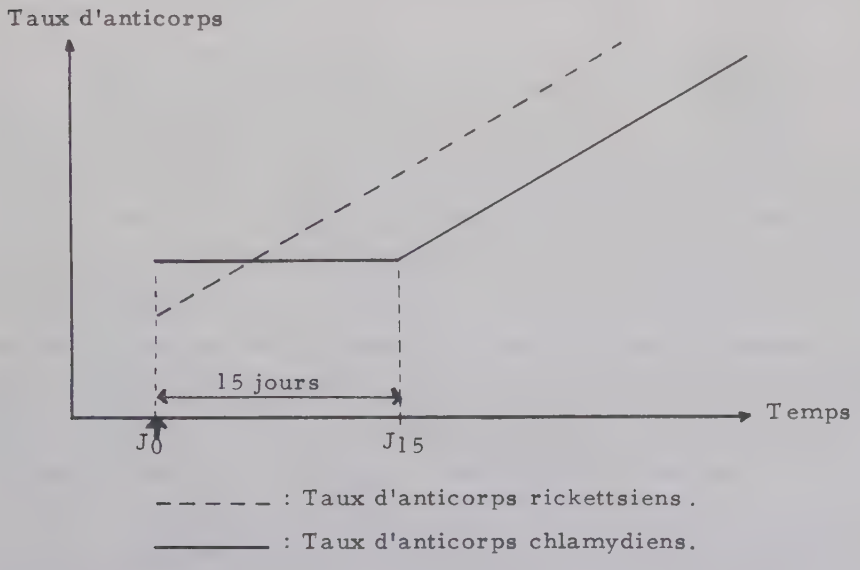


Fig. n°13 : Variation du taux des anticorps chlamydiens après vaccination avec un vaccin monovalent contre la fièvre Q.

CONCLUSION

Il y a une quinzaine d'années, la chlamydiose ovine était considérée, en France, comme une simple curiosité. Aujourd'hui cependant, son importance et les conséquences économiques qu'elle entraîne, ne peuvent plus en faire une maladie négligeable. Parallèlement, les résultats des enquêtes épidémiologiques réalisées ces dernières années dans les élevages caprins, signalent la présence de sérologies positives à la chlamydiose, associées à des avortements avec mise en évidence du germe, principalement dans la moitié Sud de la France, ce qui tend à prouver que l'infection est présente dans une partie du cheptel français et que cette maladie de troupeau est à prendre maintenant en considération. L'avenir nous dira si celle-ci restera de conséquences mineures ou prendra une importance croissante, semblable à celle observée chez les ovins.

Jusqu'à présent, la chlamydiose caprine a été considérée en tout point semblable à celle sévissant chez les ovins. Cependant, il semble qu'à l'heure actuelle et bien que l'étude fondamentale et la comparaison des germes isolés de placentas de chèvres et de brebis ayant avorté ne donne pas de différence significative, les observations sur le terrain montrent que la chlamydiose revêt, chez les caprins, une forme spécifique. On peut se demander alors si l'on est en présence d'une chlamydie dont la sensibilité de la chèvre est différente de celle de la brebis ou encore si le germe affectant les caprins est différent de Chlamydia psittaci variété ovis. Il semble qu'une meilleure connaissance de la structure antigénique de ces germes, par procédé direct ou indirect, pourra résoudre ce problème en apportant une meilleure compréhension de cette maladie caprine, afin de mieux s'en défendre.

VU : le Professeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire
rapporteur

L. ROYAL

VU : le Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire
R. LAUTIE

VU : le Président de la thèse
M. ARMENGAUD

VU ET PERMIS D'IMPRIMER
Toulouse, le 18 Mars 1981
P/ LE PRESIDENT DE L'UNIVERSITE
PAUL SABATIER, et par délégation
LE VICE-PRESIDENT
Professeur L. LARENG

BIBLIOGRAPHIE

[1] ABBAS (B.), RAZIG (S.A.) & SHIGIDI (M.T.A.) - The aetiology of a keratoconjonctivitis occuring in goats in Sudan. The Veterinary Record, 1979, 13, 348-350.

[2] BAILLIEUL (J.) - Contribution à l'étude de la chlamydiose bovine. Thèse Doct. Vét., Toulouse 1978.

[3] Bergey's manual of determinative bacteriology 8e éd., 1974.

[4] BLONDEAU (H.) - Contribution à l'étude de la chlamydiose caprine en milieu alpin. 4e Séminaire G.T.V.- I.N.R.A. du 7 et 8 octobre 1980 à Tours.

[5] BONAL (F.) - La chlamydiose ovine dans le bassin laitier de Roquefort : contribution à l'étude de vaccins inactivés. Thèse Doct. Vét., Toulouse 1980.

[6] CALDWELL (H.D.), KUO (C.C.) & KENNY (G.E.) - Antigenic analysis of Chlamydiae by two dimensional immunoelectrophoresis : antigenic heterogeneity between C. trachomatis and C. psittaci. J. Immunol., 1975, 115, 4, 963-968.

[7] CALDWELL (H.D.), KUO (C.C.) & KENNY (G.E.) - Antigenic analysis of Chlamydiae by two dimensional immunoelectrophoresis : a trachoma LGV specific antigene. J. Immunol., 1975, 115, 4, 969-975.

[8] CHARTON (A.), FAYE (P.), GUESLIN (M.) et LE LAYEC (C.)- Chlamydiose des ruminants (bovine, ovine, caprine) : études expérimentales. II : composition polypeptidique des corps élémentaires de souches de diverses origines. Bull. Acad. Vet. de France, 1976, 49, 401-408.

[9] CHARTON (A.) & FAYE (P.) - Diagnostic experimental des chlamydioses des petits ruminants. XXe Congrés Mondial Vétérinaire Théssalonique, 1975,7, 6-12 ; Résumé n°1, 547.

[10] DURAND (M.) - Diagnostic des chlamydioses des ruminants : valeur de la fixation du complément. Rec. Med. Vet., 1977, 157, 9, 585-593.

[11] DURAND (M.) - Rickettsies et virus facteur d'avortements chez les femelles domestiques. Communication personnelle, Directeur des Recherches Vétérinaires, Laboratoire Roger Bellon, Villaines-les-Roches-37190- Azay-le-Rideau.

[12] DURAND (M.) - Communication personnelle, Directeur des Recherches Roger Bellon.

[13] LB (F.), ORLIFA (F.) & LEFEBVRE (J.P.) - Ultrastructural study of development of agent of ewe's abortion. J. Ultrastruct. Res., 1976, 56, 177-185.

[14] EIDE (G.W.) - Studies on infertility and abortion in sheep and goats in Norway. Nord Vet. Med., 1956, 8, 437-445.

[15] FABRE (P.) - Contribution à l'étude du rôle des chlamydiacées en pathologie ovine. Thèse Doct. Vét., Toulouse 1976.

[16] FAYE (P.), LECOANET (J.), CHARTON (A.), De LA HAYE (J.) & LE LAYEC (C.) - Avortement enzootique à virus (rakeia) de la chèvre. Bull. Acad. Vet. France, 1971, 44, 61-64.

[17] FAYE (P.) - Chlamydioses des ruminants. Conférences prononcées à la Journée d'Etudes du 9 juin. Bull. Acad. Vét. France, 1971, 44, 61-64.

[18] FAYE (P.), CHARTON (A.), MAGE (C.), BERNARD (C.) & LE LAYEC (C.) - Propriétés hémagglutinantes du virus de l'avortement enzootique des petits ruminants (souche de Rakeia d'origine ovine et caprine). Note préliminaire. Bull. Acad. Vet., 1973, 46, 169-173.

[19] FAYE (P.), CHARTON (A.), LE LAYEC (C.) & JOISEC (F.)- Comparaison des résultats obtenus par diverses techniques

sérologiques à partir des même sérums avec des antigènes préparés à partir de la même souche de Rakeia ovis. Bull. Acad. Vét., 1973, 46, 57-60.

[20] FAYE (P.), CHARTON (A.), SOLONA (M.), LE LAYEC (C.) & Mlle GUESLIN - Chlamydiose des ruminants (bovine, ovine caprine). Etudes expérimentales. Préparation d'antigènes chlamydiens purifiés concentrés. Bull. Acad. Vét., 1976, 49, 117-123.

[21] FAYE (P.) - Diagnostic des chlamydioses des ruminants, valeur de la fixation du complément. Bull. Vét. Prat., 1977, 704-707.

[22] FONTAINE (M.) - Enquête épidémiologique sur les maladies infectieuses abortives des brebis dans le Sud-Est. Ière Journées de la Recherche Ovine et Caprine, I.N.R.A.-ITOVIC, 2, 3, 4 décembre 1975.

[23] FILLET (R.) - Communication personnelle.

[24] FILLET (R.) - Observations cliniques. C.R. du 4e Séminaire G.T.V.-I.N.R.A. des 7 et 8 octobre 1980 à Tours.

[25] GERAL (M.F.), LAUTIER (R.), BODIN (G.) & MILON (A.)- Enquête sérologique sur la chlamydiose ovine dans quelques départements du Sud-Ouest de la France. Rev. Méd. Vét., 1977, 126, 6, 779-814.

[26] GIAUFFRET (A.) & RUSSO (P.) - Enquête sérologique sur la chlamydiose des petits ruminants : fixation du complément. Rec. Méd. Vét., 1976, 152, 9, 535-541.

[27] GIAUFFRET (A.) - Communications personnelles. Recherche dans dossiers. Laboratoire de Pathologie des Petits Ruminants de Nice.

[28] GILLES (G.) & LETROTEUR (R.) - Avortements infectieux de la brebis dans le département des Bouches-du-Rhône. Rev. Méd. Vét., 1978, 129, 591-601.

[29] GIROUD (P.) & JADIN (J.) - Importance des microagglutinations pour le diagnostic sérologique des infections provoquées par éléments virulents à la limite des rickettsies. C. R. Soc. Biol., 1954, 148, 1157-1158.

[30] GIROUD (P.), ROGER (F.), VALLEE (A.) & ROGER (A.)- Le virus de l'avortement de la brebis : premier isolement en France. Mise au point d'un procédé rapide de diagnostic. Bull. Acad. Vét., 1956, 29, 393-400.

[31] GIROUD (P.) - Avortements et infections rickettsiennes et néorickettsiennes inapparentes. Acad. Nat. Méd. 1959, 143, 496-498.

[32] GORDON (F.B.) & QUAN (A.L.) - Occurence of glycogene in inclusions of P.L.T. agents. J. Infect. Dis., 1965, 115-186.

[33] HEARN (H.J.) & HERRING (A.S.) - Derivation of borg strain of Chlamydia psittaci attenuated for mice. Infect. Imm., 1971, 3, 504.

[34] KERCHER (D.G.), GOWAV (B.), WADA (M.), HARROLD (D.R.) & STUDDERT (M.J.) - Isolation of the virus of enzootic abortion of ewes from California and Oregon sheep. J. Amer. Vet. Med. Ass., 1964, 145, 564-569.

[35] KERCHER (D.G.) - Cause and prevention of epizootic bovine abortion. J. Amer. Vet. Med. Ass., 169, 154, 1192-1196.

[36] KOKE (J.) & LACROIX (M.) - Observation sur les néorickettsioses ovines et caprines dans le Tarn-et-Garonne. Bull. Soc. Vét. Prat. France, 1973, 215-219.

[37] LEFEBVRE (P.C.), BAKETANA (K.) & BERTAUDIERE (L.)- Note sur un foyer de chlamydiose abortive sur la chèvre du Tchad. Rev. Elev. Méd. Vét. Pays tropicaux, 1979, 1, 33.

[38] LEVADITI (J.), ROGER (F.) & DESTOMBES (P.) - Tentatives de classification des chlamydioses (Rake 1955) tenant compte de leurs affinités tissulaires et de leur épidémiologie. Ann. Inst. Pasteur, Paris 1964, 107, 656-662.

[39] LEWIS (V.J.) & THACKER (W.L.) - Detection of Chlamydia psittaci by immunofluorescence. App. Microbiol., 1972, 2, 4-8.

[40] LOMBARTD (M.), FAYET (M.T.) & SAINT-AUBERT (G.) - Proposition de définition d'un sérum de référence anti-chlamydien. Rev. Méd. Vét., 1976, 127, 1103-1116.

[41] MILON (A.) & GERAL (M.F.) - Dosage des immunoglobulines sériques dans la période de mise bas des brebis atteintes de chlamydiose. Rev. Méd. Vét., 1978, 129, 7, 983-993.

[42] MILUSAN (V.V.) & BORVAS (A.G.) - Preferential transport into colostrum of fragment derived from serum Ig GI, immunoglobulin in the goat. Res. Vét. Sci., 1976, 21, 150-154.

[43] NICOLAS (J.A.) - Les avortements de la brebis et de la chèvre. L'élevage 1976, 57, 30-33.

[44] OSUAGWUH (A.I. A.) & AKPOMTE (J.V.) - Infections keratoconjonctivitis in goats and sheeps in Nigeria. Vét. Record, 1979, 105, 125-126.

[45] PAGE (L.A.) - Unification of P.L.T. group. International J. System Bact. 1966, 16, 223.

[46] PANKRATOVA (V.N.) & MARTYNOVA (V.R.) - Comparaison of the detection of ovine enzootic abortion antibodies by fluorescence antibody and complement fixation tests. Veterinaya, Moscou, 1976, 4, 52-53.

[47] PIENAAR (J.G.) & SCHUTTE (P.) - The occurence and pathology of chlamydiosis in domestic and laboratory animals : a review. Onderst J. Vet. Res., 1975, 42, 3, 77-90.

[48] POPOFF (M.) - Les avortements ovin dans le Tarn et la chlamydiose. Bull. Acad. Vét., Juillet 1978, 485-508.

[49] QUINCHON (C.), DHENNIN (L.), GOURDON (J. M.) & HENY (M.) - Contribution à l'étude de l'avortement à virus de la brebis en France. Bull. Soc. Vét. Prat. France, janvier 1957, 41, 32-35.

[50] RODOLAKIS (A.) - Chlamydiose ovine et caprine : 3e Journées de la Recherche Ovine et Caprine I.N.R.A. -ITOVIC du 30 nov. -1er déc 1977 - I.N.R.A. p. 107-116.

[51] RODOLAKIS (A.) - Infection abortive de la souris inoculée par voie intra-péritonéale avec Chlamydia ovis. Ann. Rech. Vét., 1976, 2, 195-205.

[52] RODOLAKIS (A.), DUFRENAY (J.) & SOURIAN (A.) - Diagnostic allergique de la chlamydiose abortive de la chèvre. Ann. Rech. Vét., 1977, 8, 213-219.

[53] RODOLAKIS (A.) - Compte-rendu du 4e Séminaire G.T.V. - I.N.R.A. des 7 et 8 oct. 1980 à Tours : Les chlamydioses caprines.

[54] RUSSO (P.) & GIAUFFRET (A.) - Intérêt du test de transformation lymphoblastique pour le contrôle des vaccins chlamydiens. Rev. Méd. Vét., 1978, 129, 6, 879-886.

[55] RUSSO (P.), VITU (C.), LAMBERT (M.) & GIAUFFRET (A.)- Etude comparative de différentes souches de Chlamydia : résultats préliminaires. Comp. Imm. Microbiol. Infect. Dis., 1979, 2, 75-85.

[56] RUSSO (P.) - Etude d'un agent de l'ordre des chlamydiales : Chlamydia psittaci. Thèse Doct. es Sciences, Nice 1975.

[57] SAINT-AUBERT (G.), FAYET (M.) & VALETTE (M.) -Microméthode de fixation du complément pour le diagnostic des chlamydioses ovines et applications pratiques. Rev. Méd. Vet., 1975, 126, 6, 787-800.

[58] SAINT-AUBERT (G.) & MOUGEOT (H.) - Developpement de Chlamydia psittaci var. ovis en culture cellulaire et applications pratiques. Rev. Méd. Vét., 1975, 26, 13-23.

[59] SANCHIS (R.) & CORNILLE (Y.) - Infection du bouc à Salmonella abortus ovis. Rev. Méd. Vét., 1980, 6, 473-475.

[60] SEIGNEURIN (R.), DUBORGEL (S.) & SEIGNEURIN (J.M.) - Zoonoses rickettsiennes, néorickettsiennes et brucelliques dans certaines régions des Alpes. Bull. Acad. Nat. Méd., 1966, 150, 15-16, 257-265.

[61] SHUKLA (R.) - Contribution à l'étude des propriétés antigéniques et immunologiques des Rakeia. Thèse Doct. Univ., Paris 1969.

[62] STAUB (H.) - Virus abort in eines ziegen bestande. Deutsch Tierarztl Wsk., 1959, 66, 98-99.

[63] STORZ (J.) - Chlamydia and Chlamydia induced diseases. Thomas Ed., Illinois, 1971, vol. 1, 358 p.

[64] STORZ (J.), CARROLL (E.J.), STEPHENSON (E.H.), BALL (L.) & EUGSTER (A.K.) - Urogenital infection and seminal excretion after inoculation of bulls rams with Chlamydiæ. Am. J. Vet. Res., 1976, 37, 517.

[65] STORZ (J.), KERCHER (D.G.), HOWAETH (J.A.) & STRAUD (C.) - The isolement of a viral agent from enzootic bovine abortion. J. Am. Vét. Méd. Ass., 1960, 137, 509-514.

[66] STEPHENSON (E.H.) & STORZ (J.) - Proteine profiles of dense from of five Chlamydia strains of animal origine. Am. J. Vét. Res., 1975, 36, 7, 881-887.

[67] STUDDERT (M.J.) - Bedsoniae associated with abortion in sheep and cattle. Diss. Abstr., 1966, 26, 62, 76. In Vét. Bull., 1967, ref. 506.

[68] TAINTURIER (D.), FERNEY (J.) & ROYAL (L.) - Les avortements infectieux de la brebis. Cahiers Méd. Vét., 1980, (sous presse).

[69] TAINTURIER (D.) - Les avortements non brucelliques de la chèvre. Rev. Méd. Vét., 1980, 131, 10, 681-686.

[70] TAMURA (A.), TANAKA (A.) & MANIRE (G.P.) - Separation of the polypeptides of Chlamydia and its cell wall by polyacrylamide gel electrophoresis. J. Bacteriol., 1974, 118, 1, 139-143.

[71] TONDER (E.M.) - Note sur certains problèmes de pathologie chez les chèvres angora en Afrique du Sud. 107-134.

[72] VITU (C.), RUSSO (P.), LAMBERT (M.) & GLAUFFRET (A.)- Purification de Chlamydia psittaci par centrifugation en rotor zonal. Rev. Méd. Vét., 1978, 129, 8-9, 1187-1198.

[73] VOLLHART (Y.) - Chlamydiose génératrice d'avortements chez les chèvres. D.S.V. Hérault, 1977.

[74] VOLLHART (Y.) - Communications personnelles.

[75] YALCIN (N.) & GANE (P.) - Les avortements salmonelliques et néorickettsiens de la chèvre. Rec. Méd. Vét., 1970, 1467, 705-709.

[76] LINCOLN (S.), KWAPIEN (R.P.), REED (D.E.), WHITEMAN (C.E.) et CHOW (T.L.) - Epizootic bovine abortion : clinical and serologic responses and pathologic changes in extragenital organs of pregant heisers. Amer. J. Vet. Res., 1969, 30, 2105-2113.

[77] Compte-rendu de la réunion de la Commission S.N.G.T.V. caprine du 23 mai 1979 (BLONDEAU, FILLET, LE GUILLOU, MARTY, TICHIT).

[78] Compte-rendu du 4e Séminaire G. T. V. -I. N. R. A. du 7 et 8 octobre 1980 à Tours.

[79] C. I. E. Sud-Est Ovin - Commission sanitaire.

[80] L'élevage caprin en France, ITOVIC 1977 (LE JAOUEN J. C.)

[81] Réunion de la Commission Caprine S. N. G. T. V., 27 oct. 1978.

[82] Cours Vétérinaires de la Pathologie de la Reproduction - Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse 1977 (ROYAL L.).

[83] L'Action Vétérinaire, juin 1980, 800, 10-11 (WEHRUNG F.).

[84] KENNEDY (P. C.), OLANDER (H. J.) & HOWARTH (J. A.) - Pathology of epizootic bovine abortion. Cornell Vet., 1960, 50, 417-429.

[85] NOVILLA (M. N.) Ph. D. Thesis, Fort Collins, Color., State Univ., 1967.

-:-:-:-